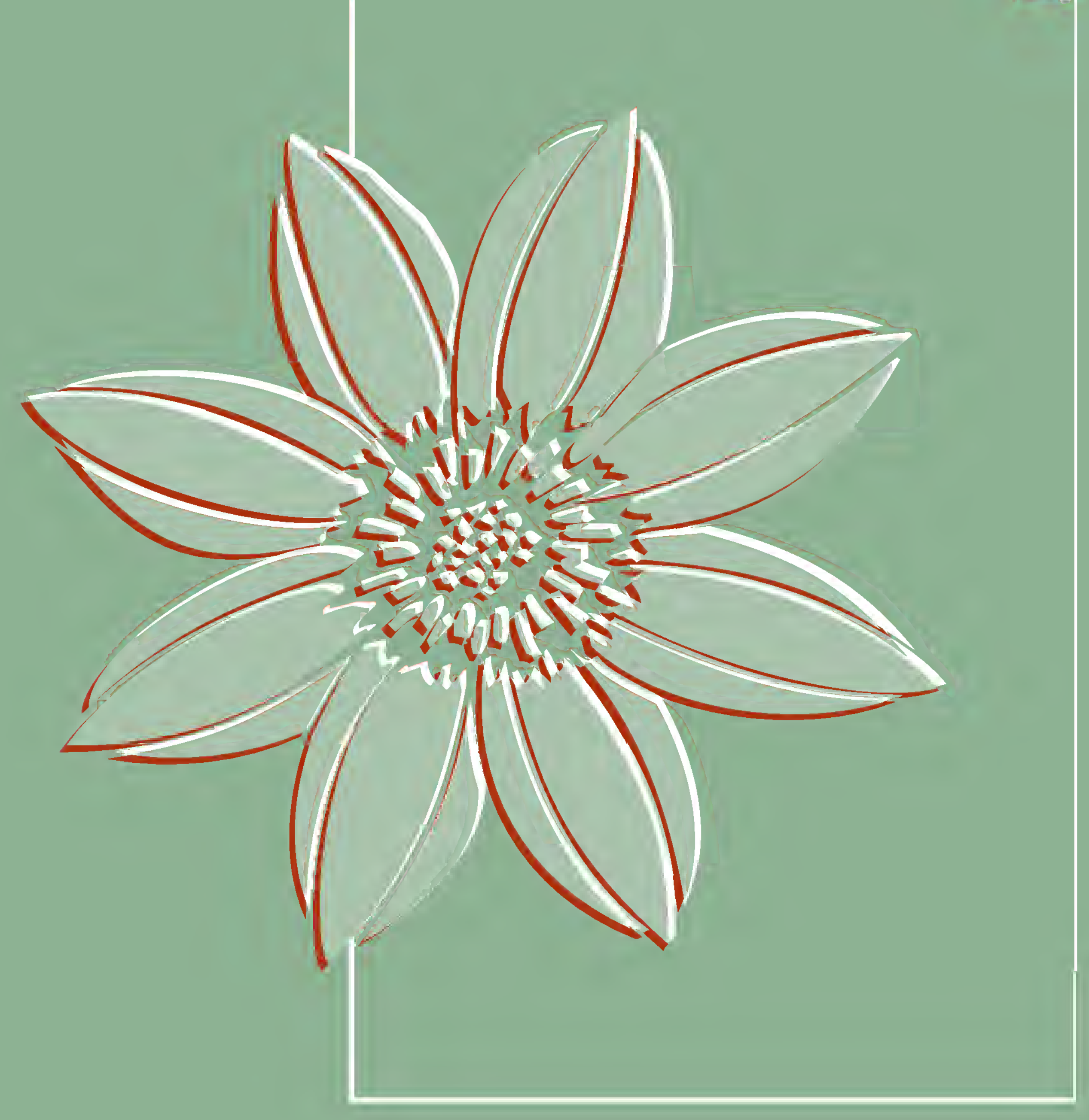
ISSN 0187-7151

Acta Botanica Mexicana

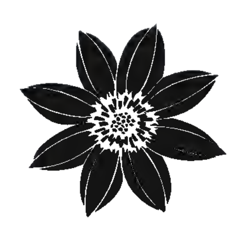


INSTITUTO DE ECOLOGIA, A.C.

Número 77

OCTUBRE 2006

Pátzcuaro, Mich.



Acta Botanica Mexicana

Acta Botanica Mexicana es editada y distribuida por el Instituto de Ecología, A.C. Centro Regional del Bajío, Av. Lázaro Cárdenas No. 253, apartado postal 386, 61600 Pátzcuaro, Michoacán, México.

COMITÉ EDITORIAL

Editor responsable: **Jerzy Rzedowski Rotter**

Producción Editorial: **Rosa Ma. Murillo Martínez** Asistente de producción: **Patricia Mayoral Loera**

Editores asociados:

Graciela Calderón de Rzedowski
Efraín de Luna García
Miguel Equihua Zamora
Carlos Montaña Carubelli
Victoria Sosa Ortega
Sergio Zamudio Ruiz

CONSEJO EDITORIAL INTERNACIONAL

William R. Anderson (EUA)
Sergio Archangelsky (Argentina)
Ma. de la Luz Arreguín-Sánchez (México)
Henrik Balslev (Dinamarca)
John H. Beaman (EUA)
Antoine M. Cleef (Holanda)
Alfredo R. Cocucci (Argentina)
Oswaldo Fidalgo (Brasil)
Paul A. Fryxell (EUA)
Ma. del Socorro González (México)
Gaston Guzmán (México)
Hugh H. Iltis (EUA)
Antonio Lot (México)
Miguel Ángel Martínez Alfaro (México)
Carlos Eduardo de Mattos Bicudo (Brasil)
Rogers McVaugh (EUA)
John T. Mickel (EUA)
Ken Oyama (México)
Manuel Peinado (España)
Peter H. Raven (EUA)
Paul C. Silva (EUA)
A. K. Skvortsov (Rusia)
Th. van der Hammen (Holanda)
J. Vassal (Francia)

Acta Botanica Mexicana es editada y distribuida por el Instituto de Ecología, A.C. Centro Regional delBajío, Av. Lázaro Cárdenas No. 253, apartado postal 386, 61600 Pátzcuaro, Michoacán, México. Editor responsable: Jerzy Rzedowski Rotter. Certificado de Licitud de Título, Certificado de Licitud de Contenido y Certificado de Reserva de Derechos al Uso Exclusivo, en trámite.

Todo artículo que se presente para su publicación deberá dirigirse al Comité Editorial de *Acta Botanica Mexicana*, a la dirección arriba señalada. Sólo se permite la reproducción de los textos con autorización expresa del editor.

Las normas editoriales e instrucciones para los autores pueden consultarse en la página de internet: www.ecologia.edu.mx/publicaciones/ABM.htm

Acta Botanica Mexicana 77: 1-13 (2006)

MORFOLOGÍA DEL POLEN DE *MIMOSA* SERIE *QUADRIVALVES* (LEGUMINOSAE, MIMOSOIDEAE)

María Flores-Cruz[1,2], Hugo D. Santana-Lira[2], Angélica Martínez-Bernal[1] y Ma. Eugenia Fraile[1]

[1]Universidad Autónoma Metropolitana-Iztapalapa, División de Ciencias Biológicas y de la Salud, Departamento de Biología, Apdo. postal 55-535, 09340 México, D.F.
[2]Colegio de Postgraduados, Instituto de Recursos Naturales, Programa de Botánica, 56230 Montecillo, Estado de México
mafc@xanum.uam.mx

RESUMEN

Se describe la morfología del polen de 16 taxones y dos variantes del género *Mimosa*, sección *Batocaulon,* serie *Quadrivalves*, usando granos de polen acetolizados, microscopía de luz y microscopio electrónico de barrido. En todos los miembros de la serie *Quadrivalves* los granos de polen se agrupan en tétradas cruzadas, ligeramente comprimidas, de forma elíptica, con el diámetro mayor de 27-47 µm y el menor de 24-39 µm. Las aberturas son de tipo porado y la ornamentación es verrugosa o microverrugosa. El resultado de este estudio de los granos de polen fue útil para unificar a los miembros de la serie *Quadrivalves* y distinguirlos de otras series del género. Por lo tanto, se establece que la serie conforma un grupo homogéneo, desde el punto de vista palinológico, en donde los taxones están estrechamente relacionados.

Palabras clave: Leguminosae, *Mimosa,* polen, *Quadrivalves*, taxonomía.

ABSTRACT

The morphology of acetolized pollen grains of 16 taxa and two variants of the genus *Mimosa*, section *Batocaulon*, series *Quadrivalves*, is described by means of light and scanning electron microscopy. All members of the *Quadrivalves* series have pollen grains grouped in crossed, slightly compressed, elliptic shaped tetrads, with longer diameter measuring 27-47 µm, and the shorter one 24-39 µm. The apertures are of porate type, and the ornamentation is verrucate or microverrucate. This study of pollen grains was useful to unify all the members of the series *Quadrivalves*, and distinguish them from other series

within the same genus. Thus, the series is established as a homogenous group, from the palynological point of view, where all the taxa are closely related.

Keywords: Leguminosae, *Mimosa,* pollen, *Quadrivalves*, taxonomy.

INTRODUCCIÓN

El género *Mimosa* L. se caracteriza por la presencia de hojas bipinnadas con pecíolos eglandulares, excepto en los miembros de la sección *Mimadenia* Barneby; flores haplostémonas o diplostémonas, dispuestas en inflorescencias en forma de capítulos, racimos o espigas; legumbres con valvas articuladas o enteras, con margen persistente. Comprende aproximadamente 508 especies, de las cuales 90% son americanas y el resto se distribuye en África, Madagascar y Asia; varias se han introducido en Australia. Barneby (1991) clasifica a los componentes americanos del género *Mimosa* en 5 secciones y 42 series. La mayoría de los taxones se encuentran en zonas áridas y semiáridas de los trópicos, desde el nivel del mar hasta 2,250 m de altitud; algunas especies habitan en regiones tropicales de altura de 2,000 a 2,850 m s.n.m. (Barneby, 1991; Grether, 1997; Martínez-Bernal, 2003).

La serie *Quadrivalves* Barneby se distingue del resto del género *Mimosa* por incluir plantas hemicriptofitas; legumbres con valvas enteras; los frutos parecen ser tetragonales porque el margen es tan ancho, más ancho o rara vez más angosto que las valvas y las semillas se traslapan en una pila a lo largo del fruto (Grether, 1997; Flores-Cruz, 2004).

Por mucho tiempo el grupo fue formalmente reconocido como un género separado, *Schrankia* Willd. (Grether, 2000). La serie *Quadrivalves* fue establecida por Barneby (1991), quien transfirió todos los taxones de *Schrankia* a *Mimosa*, reduciéndolos a 16 variedades de *Mimosa quadrivalvis* L. Otros autores, como Turner (1994a, b, c) y Grether (2000), realizaron diversos cambios nomenclaturales y reconocieron 12 especies y seis variedades en este conjunto. Con el propósito de definir su correcta composición sistemática, se está llevando a cabo una revisión de la serie *Quadrivalves,* incluyendo la determinación de la posible utilidad taxonómica de los caracteres del polen.

Flores-Cruz (2004) realizó una contribución al estudio de la serie *Quadrivalves* del género *Mimosa*. Con base en los caracteres morfológicos de las plantas y en los de su distribución geográfica, la mencionada autora reconoció dentro de *Mimosa quadrivalvis* var. *angustata* la existencia de tres grupos de ejemplares, los típicos y

los pertenecientes a dos variantes. En el presente estudio se analizan éstos de forma independiente para determinar si existen evidencias palinológicas para reconocerlos como entidades distintas.

Las características del polen en las Leguminosae han sido útiles en estudios taxonómicos para separar géneros, secciones, series y especies (Sorsa, 1969; Guinet, 1981a, b; Thulin et al., 1981; Guinet y Ferguson, 1989; Caccavari, 1985, 1986a, 1988; Grether, 1997; Caccavari y Galati, 1998; Martínez-Bernal, 2003).

En las subfamilias de las Leguminosae, las Papilionoideae muestran granos de polen simples, en las Caesalpinioideae son generalmente simples y rara vez agrupados, mientras que las Mimosoideae los presentan agrupados y simples (Sorsa, 1969; Martínez-Hernández, 1970; Guinet, 1981b; Guinet y Ferguson, 1989; Ferguson y Banks, 1994). En Mimosoideae se reconocen asociaciones de 4-64 mónadas (Kenrick y Knox, 1989). En el género *Mimosa* los granos se asocian en tétradas, bitétradas o políadas de 12 a 16 granos (Guinet, 1981a; Caccavari, 1985, 1986b, 1988; Grether, 1997; Caccavari y Galati, 1998; Martínez-Bernal, 2003).

En las angiospermas las tétradas se clasifican en varios tipos, de acuerdo con el arreglo espacial de las mónadas; pueden ser tetragonales, tetraédricas, cruzadas, romboidales o lineares (Kremp, 1965; Kapp, 1969; Walker y Doyle, 1975; Sáenz, 1978). En el género *Mimosa* se han observado todos estos tipos de tétradas, excepto las lineares, siendo las tetraédricas las más comunes, al igual que en otros miembros de la subfamilia Mimosoideae. En esta última el tamaño de los granos de polen agrupados varía de 6 a 320 μm y particularmente en el género *Mimosa* las tétradas miden de 6.5 a 50 μm de diámetro (Sorsa, 1969; Guinet, 1981a; Caccavari, 1985, 1986b, 1987, 1988; Chehaibar, 1988; Guinet y Ferguson, 1989; Grether, 1997; Caccavari y Galati, 1998; Martínez-Bernal, 2003).

Las Leguminosae presentan granos de polen con tres tipos de aberturas: colpadas, colporadas y poradas. En Caesalpinioideae son frecuentes las dos primeras, mientras que en Papilionoideae las comunes son las colporadas y en Mimosoideae se presentan tanto aberturas poradas como colporadas (Sorsa, 1969; Guinet, 1981b y Guinet y Ferguson, 1989). En el género *Mimosa* las aberturas poradas se localizan en los vértices de cada grano, coincidiendo con los ejes ecuatorial y polar; las poliadas y las bitétradas presentan tres poros en cada grano, mientras que en las tétradas se exhiben 3-5 aberturas (Guinet, 1981a; Grether, 1997; Martínez-Bernal, 2003).

La ornamentación de la exina varía en las Mimosoideae. Se han registrado granos estriados, psilados y verrugados (Guinet y Ferguson, 1989). Los tipos de ornamentación microverrugado y verrugado, son característicos del polen de *Mimosa* (Guinet 1981a; Caccavari, 1986b, 1988; Grether, 1997; Martínez-Bernal, 2003).

MATERIALES Y MÉTODOS

Se estudió el polen de 38 ejemplares, que representan a 16 taxones y dos variantes (Cuadro 1 y Apéndice). Estos incluyen especímenes de herbario ya existentes con anterioridad, así como otros colectados por la primera autora.

El material se sometió a la técnica de acetólisis de Erdtman (1960); cada muestra fue tratada durante 13 minutos, a una temperatura entre 70°C y 80°C, y se tamizó en una malla # 200. El montaje se realizó en gelatina glicerinada, preparándose cinco laminillas por ejemplar, lo que hizo un total de 190 preparaciones, mismas que fueron observadas en un microscopio de luz marca Zeiss II, calibrado. Las fotomicrografías fueron tomadas en un fotomicroscopio Axiophot Carl Zeiss 7082. Las medidas de los granos de polen, así como los diámetros de los poros y el grosor de la exina se realizaron en 25 granos acetolizados de cada ejemplar. Las preparaciones se depositaron en la colección palinológica del Laboratorio de Biosistemática de Leguminosas de la Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Iztapalapa.

Se empleó asimismo el microscopio electrónico de barrido (MEB) y para tal propósito el material fue montado sin acetolizar sobre una cinta de doble faz y porta muestras de latón; posteriormente se recubrió con una capa de oro. Las observaciones y fotomicrografías se realizaron con un MEB Jeol JSM-U3.

La terminología que se siguió para describir la asociación polínica fue la de Caccavari (1985). Para la determinación del tamaño de las verrugas, éstas se midieron en fotomicrografías tomadas en el MEB. Según el criterio de Kremp (1965), se consideraron como microverrugas las de diámetro menor de 1 μm, y aquellas con un diámetro mayor de 1 μm como verrugas.

En los casos de *Mimosa quadrivalvis* var. *angustata* (variante 1), *M. quadrivalvis* var. *urbaniana, M. subinermis* y *M. tetragona* no se contó con suficiente material para la acetólisis de los granos de polen, por lo tanto en el Cuadro 1 no se incluyen los datos de diámetro de poros y grosor de la exina. En los tres taxones mencionados y en la variante 1 los tamaños de las tétradas se midieron directamente en las fotomicrografías tomadas en el MEB.

RESULTADOS

Todos los taxones estudiados de la serie *Quadrivalves* presentan granos de polen agrupados en tétradas cruzadas, ligeramente comprimidas, de forma elíptica

Cuadro 1. Características morfológicas de los granos de polen de *Mimosa* serie *Quadrivalves*.

Taxones	Diámetro mayor y menor de la asociación (µm)	Diámetro de los poros (µm)	Grosor de la exina (µm)	Ornamentación de la exina	Ornamentación de las verrugas
Mimosa candollei	37 x 32	1.3	1.3	verrugosa	lisa
M. hystricina	27 x 24	1.3	1.3	verrugosa	lisa
M. latidens	33 x 30	1.3	1.3	verrugosa	lisa
M. nuttallii	29 x 26	1.3	1.3	verrugosa	lisa
M. paucijuga	35 x 30	0.6	0.6	verrugosa	lisa
M. quadrivalvis var. *quadrivalvis*	35 x 32	1.3	1.3	verrugosa	lisa
M. quadrivalvis var. *angustata*	30 x 27	1.3	1.3	verrugosa	lisa
M. quadrivalvis var. *angustata* (variante 1)	35 x 28	no medido	no medido	verrugosa	lisa
M. quadrivalvis var. *angustata* (variante 2)	29 x 26	1.3	1.3	verrugosa	lisa
M. quadrivalvis var. *diffusa*	31 x 28	1.3	1.3	verrugosa	lisa
M. quadrivalvis var. *floridana*	28 x 25	1.3	1.3	verrugosa	lisa
M. quadrivalvis var. *jaliscensis*	36 x 30	1.3	1.3	verrugosa	lisa
M. quadrivalvis var. *urbaniana*	28 x 25	no medido	no medido	microverrugosa	lisa
M. robusta	47 x 39	1.3	1.3	verrugosa	estriada
M. roemeriana	33 x 29	1.3	1.3	microverrugosa	lisa
M. rupertiana	30 x 27	1.3	1.3	microverrugosa	lisa
M. subinermis	30 x 26	no medido	no medido	verrugosa	lisa
M. tetragona	30 x 25	no medido	no medido	microverrugosa	foveada

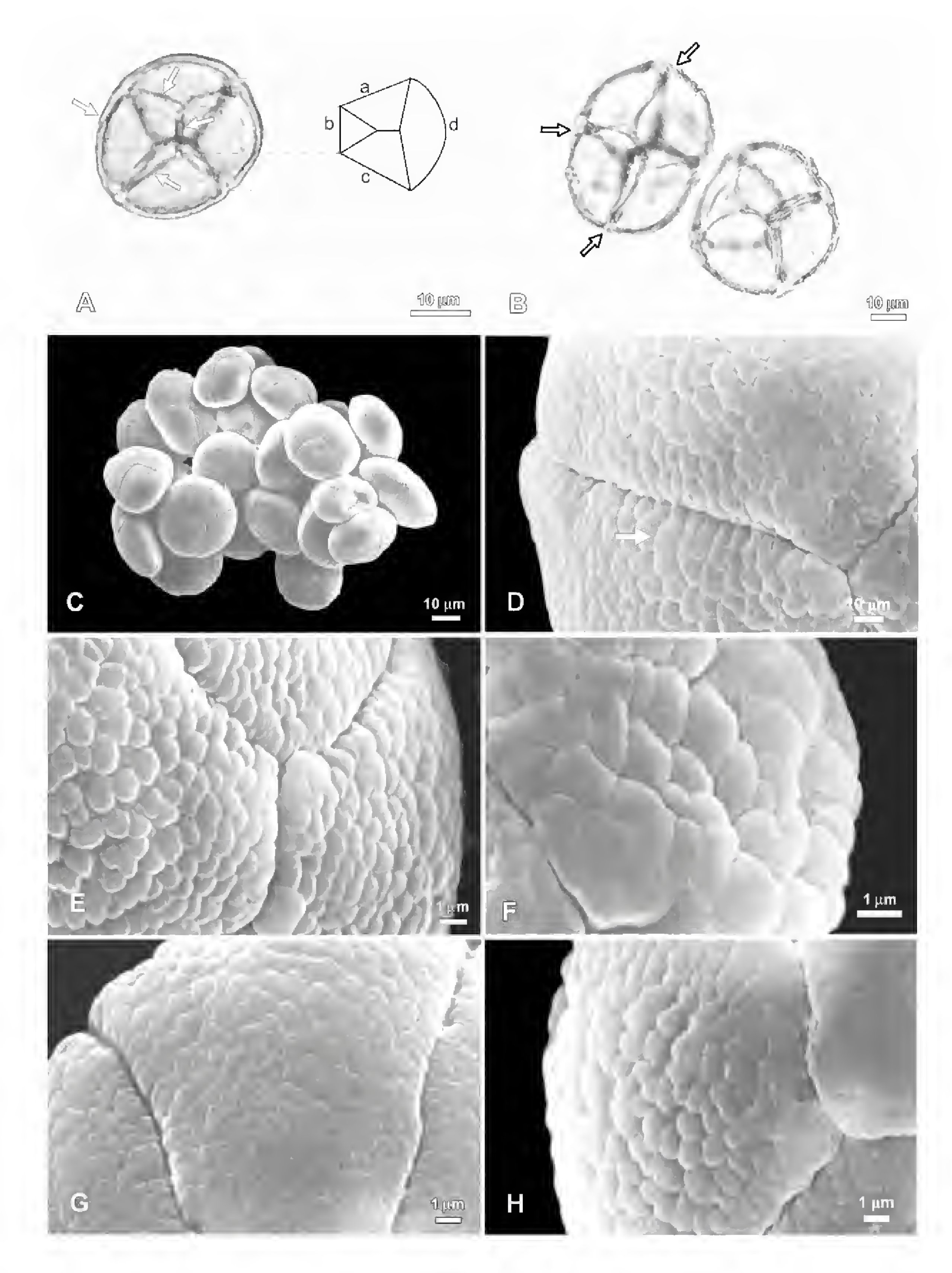


Fig. 1. Granos de polen de *Mimosa* serie *Quadrivalves*. A-B. Tétradas cruzadas, ligeramente comprimidas, de forma elíptica, vistas en ML. A. *M. hystricina*, mostrando la mónada con tres caras planas en la región proximal y una región distal convexa (a, b, c y d; flechas), esquema modificado de Caccavari (1985). B. *M. robusta*, mostrando los poros en los vértices (flechas). C-H. Tétradas vistas en MEB. C. *M. latidens*, conjunto de tétradas con vistas polares y ecuatoriales. D. *M. robusta*, mostrando la ornamentación estriada de las verrugas (flecha). E-F. Ornamentación verrugosa, mostrando las verrugas lisas. E. *M. subinermis*. F. *M. hystricina*. G. *M. tetragona*, ornamentación microverrugosa, irregular y con foveas en las microverrugas. H. *M. paucijuga*, ornamentación verrugosa, mostrando las verrugas lisas.

(Fig. 1A-C). El diámetro mayor de las tétradas oscila entre 27 y 47 µm y el menor entre 24 y 39 µm (Cuadro 1). *Mimosa hystricina* presenta los diámetros mayor y menor más pequeños (Fig. 1A), mientras que *M. robusta* muestra los más grandes (Fig. 1B).

Los granos de polen individuales (mónadas) llevan cinco poros, situados en los vértices, haciendo un total de 20 poros en cada tétrada (Fig. 1B). Tanto el diámetro de los poros como el grosor de la exina son de 1.3 µm, excepto en *M. paucijuga* en donde ambas estructuras miden 0.6 µm (Cuadro 1).

La ornamentación de los granos de polen es de tipo verrugoso en 12 taxones y las dos variantes (Fig. 1D, E, F y H), y microverrugoso en los otros cuatro: *Mimosa quadrivalvis* var. *urbaniana, M. roemeriana, M. rupertiana* y *M. tetragona* (Fig. 1G; Cuadro 1). En 14 taxones y las dos variantes de la serie, las verrugas o microverrugas son lisas (Fig. 1E, F y H), mientras que en dos, son ornamentadas (Cuadro 1). En *Mimosa robusta* las verrugas son estriadas (Fig. 1D) y en *M. tetragona* lo son de contorno irregular y llevan foveas (Fig. 1G; Cuadro 1).

Los granos de polen individuales presentan una región proximal con tres caras planas (Fig. 1A, a, b, c) y una región distal marcadamente convexa (Fig. 1A, d), lo anterior determina dos superficies en la región proximal, una de forma triangular con un vértice situado en el centro de la tétrada y otra trapezoidal con un lado menor situado también en el centro de cada tétrada (Fig. 1A). Se observa que los granos están unidos por pares en forma opuesta por una de las caras planas (Fig. 1A y B). Los poros están localizados en los vértices de las regiones distal y proximal que coinciden con los ejes ecuatorial y polar de cada grano, quedando así doce poros en el centro de la tétrada y ocho en el contorno de la misma (Fig. 1B).

DISCUSIÓN

Tipo y forma de asociación. La serie *Quadrivalves* se caracteriza por presentar granos de polen asociados en tétradas cruzadas, ligeramente comprimidas, de forma elíptica (Fig. 1A-C). Este tipo de asociación también se ha observado en diversas series del género *Mimosa* (Caccavari, 1985, 1986a; Grether, 1997; Martínez-Bernal, 2003). Además, R. Grether y Martínez-Bernal (datos no publicados) realizaron estudios con *Mimosa latidens, M. robusta, M. roemeriana, M. quadrivalvis* var. *quadrivalvis* y *M. quadrivalvis* var. *jaliscensis,* todas de la serie *Quadrivalves,* obteniendo resultados coincidentes con los de este trabajo, por lo que se confirma el tipo y forma de asociación para el grupo.

Tamaño. Los diámetros mayor y menor de las tétradas en los miembros de la serie *Quadrivalves,* varían de 27-47 y 24-39 µm respectivamente (Cuadro 1). Grether (1997) observó dimensiones similares en el polen de *Mimosa dormiens* Humb. et Bonpl. ex Willd. (38x23 µm), *M. diplotricha* C. Wrigth ex Sauvalle var. *diplotricha* (29x23 µm) y *M. candollei* (29x26 µm). Sorsa (1969) y Guinet (1981a) registraron tamaños similares en especies del género *Schrankia* [*Mimosa*]. Grether (1997) menciona que las tétradas cruzadas, aplanadas [ligeramente comprimidas], de forma elipsoidal [elíptica] son las más grandes observadas en el género *Mimosa* serie *Habbasia.* Los granos de polen agrupados más pequeños de las Mimosoideae se han observado en *Mimosa albida* Humb. et Bonpl. ex Willd. (6.5 µm) serie *Mimosa,* y los más grandes en *Calliandra* (320 µm) de la tribu Ingeae.

Aberturas. En los taxones de la serie *Quadrivalves*, las microsporas presentan aberturas poradas (Fig. 1B). Diversos autores han observado este tipo de orificio en miembros de la subfamilia Mimosoideae, incluyendo *Mimosa* (Sorsa, 1969; Guinet, 1981a; Caccavari, 1985, 1986a, b, 1988; Grether, 1997; Martínez-Bernal, 2003). En las subfamilias Caesalpinioideae y Papilionoideae, los granos de polen porados son raros; están presentes en el género *Bauhinia* y en las tribus Phaseoleae y Desmodieae de las Papilionoideae (Guinet y Ferguson, 1989).

Ornamentación de la exina. En los miembros de *Quadrivalves* la ornamentación de la exina es de tipo verrugoso o microverrugoso (Fig. 1D-H). La primera ha sido observada en granos pequeños del género *Mimosa* y es la más frecuente en la subfamilia Mimosoideae y particularmente en las Ingeae (Guinet y Ferguson, 1989). Sin embargo, Grether (1997) y Martínez-Bernal (2003) encontraron que la mayoría de las especies de *Mimosa* estudiadas presentan ornamentación de tipo microverrugoso. Caccavari (1985, 1986a) registró ornamentación verrugosa en tétradas cruzadas, aplanadas [ligeramente comprimidas] y en tétradas tetraédricas de algunas series del género *Mimosa*. Por su parte, Sorsa (1969) la observó en tétradas romboidales de *Schrankia* [*Mimosa*] y en asociaciones de más de cuatro granos de los géneros *Mimosa*, *Leucaena*, *Anadenanthera*, *Dinizia*, *Monoschisma*, *Pseudoprosopis*, *Gagnebina*, *Inga* y *Dichrostachys*.

La ornamentación microverrugosa también se ha reconocido en tétradas cruzadas, aplanadas [ligeramente comprimidas], en tétradas tetraédricas, en tétradas cruzadas oviformes o piriformes y en granos agrupados en bitétradas y poliadas (Caccavari, 1985; Grether, 1997; Martínez-Bernal, 2003).

Según Caccavari (1985), las microverrugas son las más comunes en las tétradas cruzadas, aplanadas, de forma elipsoidal, sin embargo en los 16 taxones y

las dos variantes de la serie *Quadrivalves* se reveló que sólo cuatro presentan este tipo de ornamentación.

En la mayoría de los miembros de la serie *Quadrivalves* se observan verrugas lisas, mientras que dos destacan por la ornamentación estriada y foveolada, esta última también ha sido descrita para *Mimosa daleoides* Benth. (Caccavari, 1985).

Valor sistemático de los caracteres del polen. Todos los miembros de la serie *Quadrivalves* presentan el mismo tipo de asociación del polen, lo que coincide con otros autores que han confirmado que, en general, las especies que integran una serie tienen el mismo tipo de agrupación de mónadas; sin embargo, cuando varias series presentan el mismo tipo de asociación no se puede distinguir una de otra (Caccavari, 1985; Chehaibar, 1988; Grether, 1997; Martínez-Bernal, 2003).

Palinológicamente las dos variantes de *Mimosa quadrivalvis* var. *angustata* no presentan diferencias significativas. El estudio del polen no resuelve la situación taxonómica de estas variantes.

Caccavari (1985) observó tétradas tetragonales, aplanadas [ligeramente comprimidas] en la serie *Lepidotae* y *Obstrigosae*, sensu Bentham (1875); éstas son similares a las tétradas de *Schrankia* [*Mimosa*]. Por su parte, Sorsa (1969) encontró que varias especies de *Schrankia* [*Mimosa*] producen granos de polen asociados en tétradas romboidales. Sin embargo, en el presente estudio todos los miembros de *Quadrivalves* se caracterizaron por tener tétradas cruzadas, ligeramente comprimidas y no tetragonales, ni romboidales, como lo describen Caccavari (1985) y Sorsa (1969).

La serie *Quadrivalves* se define por el tipo de polen. Sus especies se agrupan por un alto grado de semejanza en este carácter. El estudio de la morfología de las microsporas fue útil para determinar que la serie es un grupo homogéneo, en donde las diferencias entre un taxon y otro están dadas básicamente por el tamaño de las tétradas y el de las verrugas. El tipo de tétrada y la ornamentación permiten delimitar claramente a este grupo. Las tétradas cruzadas y aplanadas en el grupo *Quadrivalves* son de las más grandes observadas en el género *Mimosa*.

AGRADECIMIENTOS

Los autores desean expresar su aprecio al Dr. Jorge Valdez y a la Biól. Rosa María Picaso, ambos del Colegio de Postgraduados, Montecillo, Estado de México, por su valiosa ayuda y asesoría en microscopía y la toma de fotomicrografías

en el microscopio electrónico de barrido. A los doctores Rosaura Grether, de la Universidad Autónoma Metropolitana-Iztapalapa y Stephen D. Koch, del Colegio de Postgraduados, Montecillo, Estado de México, así como a los revisores anónimos se reconocen sus valiosos comentarios, atinadas sugerencias y la revisión crítica del manuscrito. Estos resultados son parte de la investigación de la tesis doctoral de la primera autora, cuya realización fue apoyada por el Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología. Beca No. 15080. Los gastos relacionados con el trabajo de campo fueron sustentados por la Universidad Autónoma Metropolitana-Iztapalapa y el Colegio de Postgraduados.

LITERATURA CITADA

Barneby, R. C. 1991. Sensitivae Censitae: A description of the genus *Mimosa* Linnaeus, (Mimosaceae) in the New World. Mem. New York Bot. Gard. 65: 1-835.

Bentham, G. 1875. Revision of the suborder Mimoseae. Trans. Linn. Soc. Lond. 30: 335-664.

Caccavari, M. A. 1985. Granos de polen de leguminosas de la Argentina IV. Género *Mimosa*. Bol. Soc. Arg. Bot. 24(1-2): 151-167.

Caccavari, M. A. 1986a. Estudio de los caracteres del polen en las *Mimosa-Lepidotae*. Pollen et Spores 28(1): 29-42.

Caccavari, M. A. 1986b. Nuevos aportes al conocimiento de las tétrades de *Mimosa* (Leguminosae, Mimosoideae). Bol. Soc. Arg. Bot. 24(3-4): 333-342.

Caccavari, M. A. 1987. Estudio de los caracteres del polen en las *Mimosa-Glanduliferae*. Actas del VII Simposio Argentino de Paleobotánica y Palinología. Buenos Aires. pp. 141-143.

Caccavari, M. A. 1988. Ultraestructura del polen de *Mimosa* (Mimosoideae-Leguminosae). Pollen et Spores 30(3-4): 275-296.

Caccavari, M. A. y B. Galati. 1998. Pollen development in *Mimosa balansae*. Phytomorphology 48(4): 371-381.

Chehaibar, M. T. 1988. Estudio taxonómico de la serie *Xantiae* y especies afines del género *Mimosa* (Leguminosae). Tesis de maestría en ciencias (Biología). Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México. México, D.F. 107 pp.

Erdtman, G. 1960. The acetolysis method: a revised description. Sven. Bot. Tidskr. 54: 561-564.

Flores-Cruz, M. 2004. Contribución a la revisión taxonómica de *Mimosa* serie *Quadrivalves* (Leguminosae, Mimosoideae). Tesis de doctorado. Colegio de Postgraduados. Montecillo, Texcoco, Estado de México. 127 pp.

Ferguson, I. K. y H. Banks. 1994. Tetrad pollen in the subfamily Caesalpinioideae (Leguminosae) and its significance. Rev. Paleobot. Palynol. 83: 31-42.

Grether, R. 1997. Revisión taxonómica del género *Mimosa* (Leguminosae) en Mesoamérica. Tesis de doctorado. Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México. México, D.F. 370 pp.

Grether, R. 2000. Nomenclatural changes in the genus *Mimosa* (Fabaceae, Mimosoideae) in southern Mexico and Central America. Novon 10: 29-37.

Guinet, Ph. 1981a. Mimosoideae: the characters of their pollen grains. In: Polhill, R. M. y P. H. Raven (eds.). Advances in legume systematics. Part 2. Royal Botanic Gardens Kew. Kew. pp. 835-855.

Guinet, Ph. 1981b. Comparative account of pollen characters in the Leguminosae. In: Polhill, R. M. y P. H. Raven (eds.). Advances in legume systematics. Part 2. Royal Botanic Gardens Kew. Kew. pp. 789-799.

Guinet, Ph. y I. K. Ferguson. 1989. Structure, evolution, and biology of pollen in Leguminosae. In: Stirton C. H. y J. L. Zarucchi (eds.). Advances in legume biology. Syst. Bot. Monogr. 29: 77-103.

Kapp, R. O. 1969. How to know pollen and spores. W. C. Brown Company Publishers. Dubuque, Iowa. 249 pp.

Kenrick, J. y R. B. Knox. 1989. Pollen-pistil interactions in Leguminosae (Mimosoideae). In: C. H. Stirton y J. L. Zarucchi (eds.). Advances in legume biology. Syst. Bot. Monogr. 29: 127-156.

Kremp, G. O. 1965. Morphologic encyclopedia of palynology. The University of Arizona Press, Tucson. 263 pp.

Martínez-Bernal, A. 2003. Revisión taxonómica del género *Mimosa* (Leguminosae) en los estados de Puebla y Tlaxcala, México. Tesis de maestría en ciencias (Biología). Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México. México, D.F. 206 pp.

Martínez-Hernández, E. 1970. Estudio palinológico de las especies dominantes de la vegetación de los alrededores de la Laguna Madre, Tamaulipas, México. Tesis profesional. Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México. México, D.F. 214 pp.

Sáenz, C. 1978. Polen y esporas. H. Blume Ediciones. Madrid. 219 pp.

Sorsa, P. 1969. Pollen morphological studies on the Mimosaceae. Ann. Bot. Fenn. 6(1): 1-34.

Thulin, M., Ph. Guinet y A. Hundle. 1981. *Calliandra* (Leguminosae) in continental Africa. Nord. J. Bot. 1(1): 27-34.

Turner, B. L. 1994a. Texas species of *Schrankia* (Mimosaceae) transferred to the genus *Mimosa*. Phytologia 76: 412-420.

Turner, B. L. 1994b. Northern Mexican species of *Schrankia* (Mimosaceae) transferred to *Mimosa*. Phytologia 76: 421-425.

Turner, B. L. 1994c. *Mimosa rupertiana* B. L. Turner, a new name for *M. occidentalis* (Wooton & Standley) B. L. Turner, not *M. occidentalis* Britton & Rose. Phytologia 77: 81-82.

Walker, J. W. y J. A. Doyle. 1975. The bases of angiosperm phylogeny: palynology. Ann. Mo. Bot. Gard. 62: 664-723.

Recibido en noviembre de 2005.

Aceptado en mayo de 2006.

Apéndice. Taxones y ejemplares de respaldo de *Mimosa* serie *Quadrivalves*.

Mimosa candollei R. Grether: MÉXICO: CHIAPAS: Municipio de Palenque, *A. Martínez-Bernal 701* (UAMIZ). HONDURAS: STANN CREEK DISTRICT, *P. H. Gentle 8567* (TEX). NICARAGUA: DEPARTAMENTO DE CHINANDEGA, *W. Robleto 103* (MEXU). VENEZUELA: ESTADO DE BOLÍVAR: *B. K. Holst et al. 2276* (NY).

M. hystricina (Small ex Britton & Rose) B. L. Turner: E.U.A.: TEXAS: Hardin Co., *D. S. Correll 32974* (TEX). LOUISIANA: Calcasieu Parish, *A. Lasseigne 1577* (MEXU).

M. latidens (Small) B. L. Turner: E.U.A.: TEXAS: Cameron Co., *R. Runyon 3790* (TEX); *A. Heller 1179* (BRIT). MÉXICO: SAN LUIS POTOSÍ: Municipio de Cárdenas, *Rzedowski 4578* (ENCB). NUEVO LEÓN: Puerta Calvertas, *D. Flyr 1552* (TEX).

M. nuttallii (DC.) B. L. Turner: E.U.A.: TEXAS: Jones Co., *D. S. Correll 16380* (TEX); Cooke Co., *L. H. Shinners 12423* (BRIT).

M. paucijuga (Britton & Rose) B. L. Turner: MÉXICO: NUEVO LEÓN: Valley near Monterrey, *C. G. Pringle 11432* (MEXU).

M. quadrivalvis L. var. *quadrivalvis*: MÉXICO: VERACRUZ: Municipio Boca del Río, *M. Flores-Cruz* y *A. Martínez-Bernal 1315* (CHAPA); Municipio de Alto Lucero, *J. Dorantes D-5027* (MEXU).

M. quadrivalvis var. *angustata* (Torrey & Gray) Barneby: E.U.A.: FLORIDA: Gulf Co., *J. K. Small s/n* (NY); Calhoun Co., *R. Kral 4826*, *4829* (BRIT).

M. quadrivalvis var. *angustata* (variante 1): E.U.A.: TEXAS: Hardin Co., *P. A. Amerson 1317* (BRIT).

M. quadrivalvis var. *angustata* (variante 2): E.U.A.: TEXAS: Austin Co., *B. L. Turner 94-67* (TEX). OKLAHOMA: Okmul Co., *M. Crook 1088* (BRIT).

M. quadrivalvis var. *diffusa* (Rose) L. S. Beard ex Barneby: MÉXICO: SINALOA: Municipio de Mazatlán, *J. González Ortega 5957* (TEX). COLIMA: Municipio de Manzanillo, *M. Flores-Cruz* y *E. Lott 1367* (CHAPA).

M. quadrivalvis var. *floridana* (Chapm.) Barneby: E.U.A.: FLORIDA: Polk Co., *O. Lakela 24550*, *24712* (TEX).

M. quadrivalvis var. *jaliscensis* (J. F. Macbr.) L. S. Beard ex Barneby: MÉXICO: JALISCO: Municipio de Guadalajara, *C. G. Pringle 4453* (MEXU); Municipio de Mezquitic, *J. J. Reynoso et al. 996* (IBUG).

M. quadrivalvis var. *urbaniana* Barneby: PUERTO RICO: Salinas, *Axelrod 2498* (NY).

M. robusta R. Grether: MÉXICO: GUERRERO: Municipio Coyuca de Benitez, *M. Flores-Cruz* y *F. Riveros 1370* (CHAPA). OAXACA: Municipio San Pedro Pochutla, *M. Flores-Cruz* y *F. Riveros 1330* (CHAPA).

Apéndice. Continuación.

M. roemeriana Scheele: E.U.A.: TEXAS: Crockett Co., *B. L. Turner 99-157* (TEX); Dallas Co., *V. L. Cory 59271* (BRIT).

M. rupertiana B. L. Turner: E.U.A.: TEXAS: Winkler Co., *M. W. Bierner 91-50* (TEX). MÉXICO: CHIHUAHUA: Municipio de Juárez, *R. D. Worthington 7082* (TEX).

M. subinermis (S. Wats.) B. L. Turner: MÉXICO: COAHUILA: Municipio de Múzquiz, *E. Palmer 110* (MEXU).

M. tetragona Poir.: PANAMÁ: PROVINCIA DE PANAMÁ: *J. A. Duke 5691* (MO). ARGENTINA: DEPARTAMENTO DE IGUAZÚ: Misiones, *R. Van et al. 3121* (NY).



Acta Botanica Mexicana 77: 15-30 (2006)

ADICIONES AL CONOCIMIENTO DE LA DIVERSIDAD DE LOS HONGOS CONIDIALES DEL BOSQUE MESÓFILO DE MONTAÑA DEL ESTADO DE VERACRUZ. II

Gabriela Heredia Abarca[1], Rosa Ma. Arias Mota[1], Julio Mena-Portales[2] y Ángel Mercado-Sierra[2]

[1]Instituto de Ecología A.C. Carretera antigua a Coatepec 351, Apdo. postal 63
Congregación El Haya, 91070 Xalapa, Veracruz, México
heredia@ecologia.edu.mx
[2]Instituto de Ecología y Sistemática, Carretera de Varona Km 3.5
Apdo. postal 8029, Capdevila, Boyeros, La Habana, Cuba
julio.mena@infomed.sld.cu

RESUMEN

La presente contribución es parte de una serie de trabajos que los autores han estado desarrollando con el objeto de dar a conocer la riqueza de especies conidiales saprobias que proliferan en el bosque mesófilo de montaña del estado de Veracruz. En esta ocasión se describen 18 especies de las cuales 15 representan nuevos registros para México y las restantes tres por primera vez fueron colectadas en este tipo de vegetación.

Palabras clave: bosque mesófilo de montaña, hongos conidiales, hongos saprobios, Hyphomycetes, México, Veracruz.

ABSTRACT

This paper is part of an ongoing series of taxonomic investigations documenting the richness of conidial fungi occurring on plant debris in the cloud forests of Veracruz, Mexico. In the present paper 18 species are described; 15 of which are new to Mexico, and three were collected for the first time in a cloud forest habitat.

Key words: cloud forest, conidial fungi, Hyphomycetes, Mexico, saprobic fungi, Veracruz.

INTRODUCCIÓN

El precario conocimiento de la diversidad de los hongos conidiales saprobios en México se refleja en la escasez de publicaciones que divulguen e ilustren la riqueza de estos organismos en el territorio nacional. Es necesario intensificar las exploraciones micológicas en ecosistemas con alta diversidad vegetal como son los bosques mesófilos de montaña, en los cuales las condiciones ambientales y la alta acumulación de restos vegetales favorecen su desarrollo. En consecuencia, desde hace más de una década, los autores de la presente colaboración han trabajado en la identificación de materiales colectados en vestigios de bosque mesófilo de los alrededores de la ciudad de Xalapa, Veracruz. Los resultados han sido publicados en diversos artículos, aproximadamente se han descrito 210 especies para este tipo de ecosistema (Heredia et al., 1995, 2004; Heredia y Reyes-Estebanez, 1999; Mena-Portales et al., 1995).

Esta aportación tiene como objetivo general incrementar el conocimiento de los hongos conidiales en México y en particular complementar la lista de las especies que prosperan en el bosque mesófilo del estado de Veracruz.

MÉTODOS

El material fue colectado en áreas localizadas en las afueras de la ciudad de Xalapa, una descripción detallada de la zona ha sido publicada en Heredia et al. (1995). A nivel del sotobosque se colectaron ramas, troncos y hojas caídas. En el laboratorio se prepararon cámaras húmedas en cajas de plástico. Periódicamente se efectuaron las revisiones microscópicas de los restos vegetales; con agujas de disección se extrajeron las fructificaciones de los hongos para elaborar con alcohol polivinil preparaciones microscópicas permanentes.

El material de referencia se encuentra en la colección de hongos conidiales del Instituto de Ecología, A.C. en Xalapa, Veracruz (XAL).

DESCRIPCIÓN DE LAS ESPECIES

A continuación se presentan las descripciones detalladas de las especies que representan nuevos registros para la micobiota de México, las cuales están indicadas en el texto con un asterisco.

***Chloridium reniforme** Matsush. var. **minor** Hol.-Jech., Céská Mykol. 37(1):16. 1983. (Fig. 1).

Conidióforos erectos, rectos, pardos oscuros en la base, más claros en el ápice, septados, hasta 198 µm de largo x 6-8 µm de ancho en la base y 3-5 µm de ancho en la punta. Células conidiógenas simples con collarines inconspicuos. Conidios de ligeramente fusiformes a reniformes, hialinos, 2.5- 3.5 x 1.4-2.4 µm, agregados en el ápice formando cabezuelas mucilaginosas.

Material estudiado: Sobre troncos caídos, col. J. Mena-Portales, 13/06/95, CB396-1. Rancho Guadalupe, mpio. Xalapa.

Sustratos y distribución: Madera y corteza en descomposición. Esta variedad sólo había sido colectada en Cuba (Holubová-Jechová, 1983).

***Cordana abramovii** Seman & Davydkina, Nov. Syst. Pl. non vasc. 20:115. 1983. (Figs. 2a y 2b).

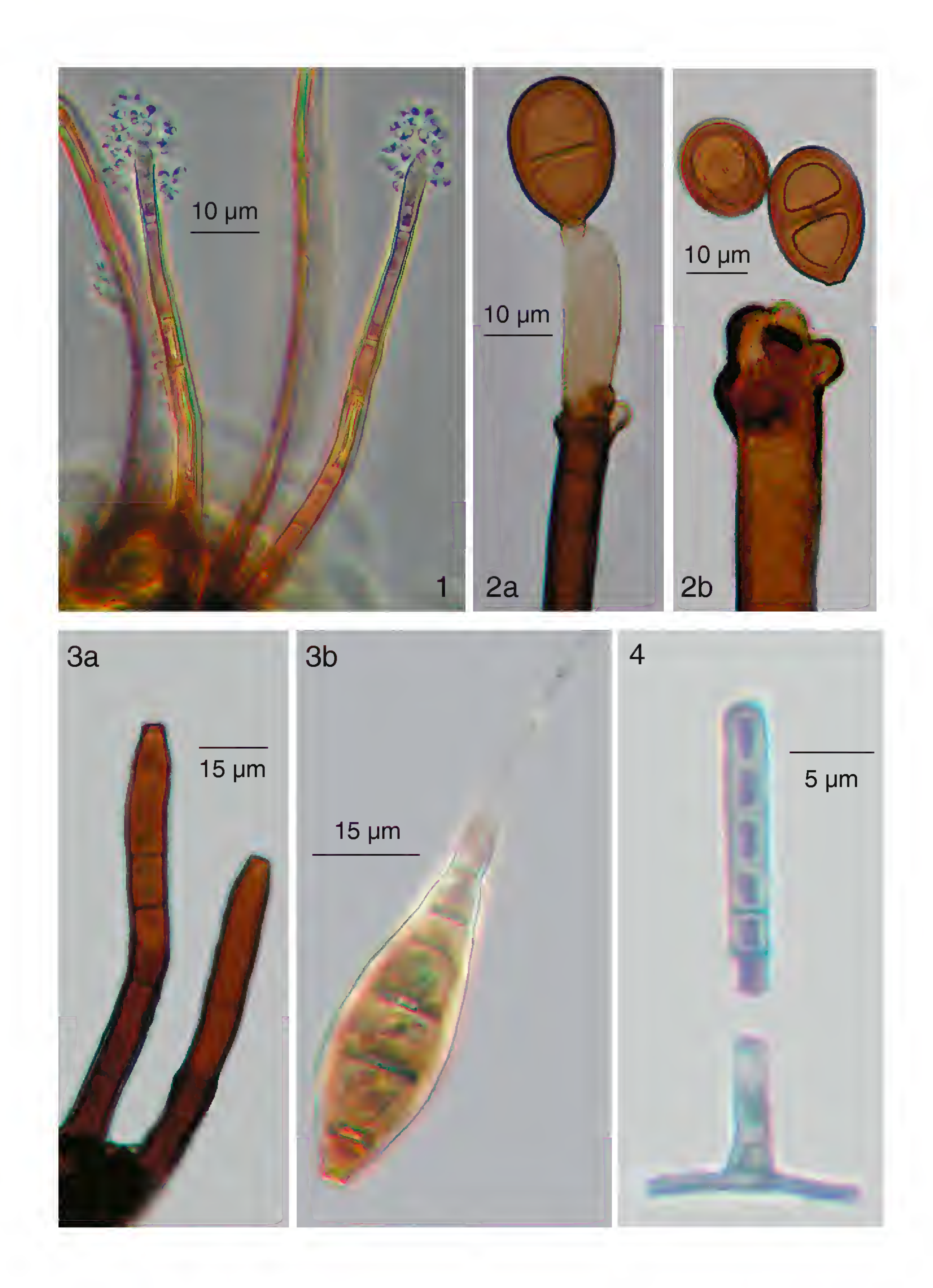
Conidióforos solitarios o en grupos (2-5), de rectos a flexuosos, pardo oscuro rojizos, septados, pared gruesa, lisa, hasta de 748 µm de largo x 14-17 µm de ancho en la base y 9-14 µm de ancho en el ápice. Células conidiógenas poliblásticas, integradas, terminales, denticuladas. Conidios ovalados con la base truncada, con un distosepto grueso en la parte media, pardos oscuros, pared lisa y gruesa, 20-27 µm x 16-18 µm.

Material estudiado: Sobre ramas muertas, col. J. Mena-Portales, 10/06/95, CB361-1. Rancho Guadalupe, mpio. Xalapa.

Sustratos y distribución: Especie lignícola, colectada en Rusia, India (Rao y de Hogg, 1986), Nueva Zelanda (Hughes, 1989) y Costa Rica (Mercado-Sierra et al., 1997).

***Ellisembia brachypus** (Ellis & Everh.) Subram., Proc. Indian Natn. Sci. Acad. 4:183. 1992. (Figs. 3a-3b).
=*Helminthosporium brachypus* Ellis & Everh., Millsp. Nuttal Publ. Field Col. Mus. Bot. 1:92. 1896.
=*Sporidesmium brachypus* (Ellis & Everh.) S. Hughes, Can. J. Bot. 36(6):807. 1958.

Conidióforos simples, erectos, de rectos a ligeramente flexuosos, lisos, septados, pardo oscuro rojizos, pálidos hacia el ápice, hasta de 235 µm de largo



Figs. 1-4. 1. *Chloridium reniforme* var. *minor*. Conidióforos con conidios. 2. *Cordana abramovii*. a. Parte apical del conidióforo con célula conidiógena y espora joven adherida. b. Célula conidiógena denticulada y conidios desprendidos. 3. *Ellisembia brachypus*. a. Conidióforos con el ápice cónico truncado. b. Conidio rostrado con extensión filiforme y la base cónica truncada. 4. *Henicospora minor*. Conidióforo y conidio cilíndrico.

y 6.5-10 µm de ancho en la base, ápice cónico-truncado. Células conidiógenas monoblásticas, integradas, terminales, cilíndricas, a veces percurrentes. Conidios solitarios, color paja, rectos, rostrados con una extensión filiforme, base cónica truncada, lisos, 6-7 distoseptos, de 41-70 µm de largo excluyendo la extensión, 14.2-17 µm en la parte más ancha, extensión filiforme hialina hasta de 35 µm de largo.

Material estudiado: Sobre ramas y troncos muertos, col. G. Olvera, 11/03/96, CB631-2. Rancho Guadalupe, mpio. Xalapa.

Sustratos y distribución: Esta especie prospera en restos vegetales leñosos y herbáceos. Ha sido registrada para Sierra Leona y Estados Unidos (Ellis, 1971), Japón (Matsushima, 1975), Nueva Zelanda (Hughes, 1978; McKenzie, 1995), Taiwán (Matsushima, 1980), Kenia (Kirk, 1985), Cuba (Mercado-Sierra y Mena-Portales, 1986, 1995), Perú (Matsushima, 1993) y Hong Kong (McKenzie, 1995).

***Helicoma muelleri** Corda, Icones Fungorum 1:5. 1875. (Fig. 5).
≡*Helicosporium muelleri* (Corda) Sacc. Michelia 2:29. 1980.
=*Helicoma curtisii* Berk., Grevillea 3:106. 1875.
=*Helicosporium tiliae* Peck, Bull. Torr. Bot. Club 34:103. 1907.

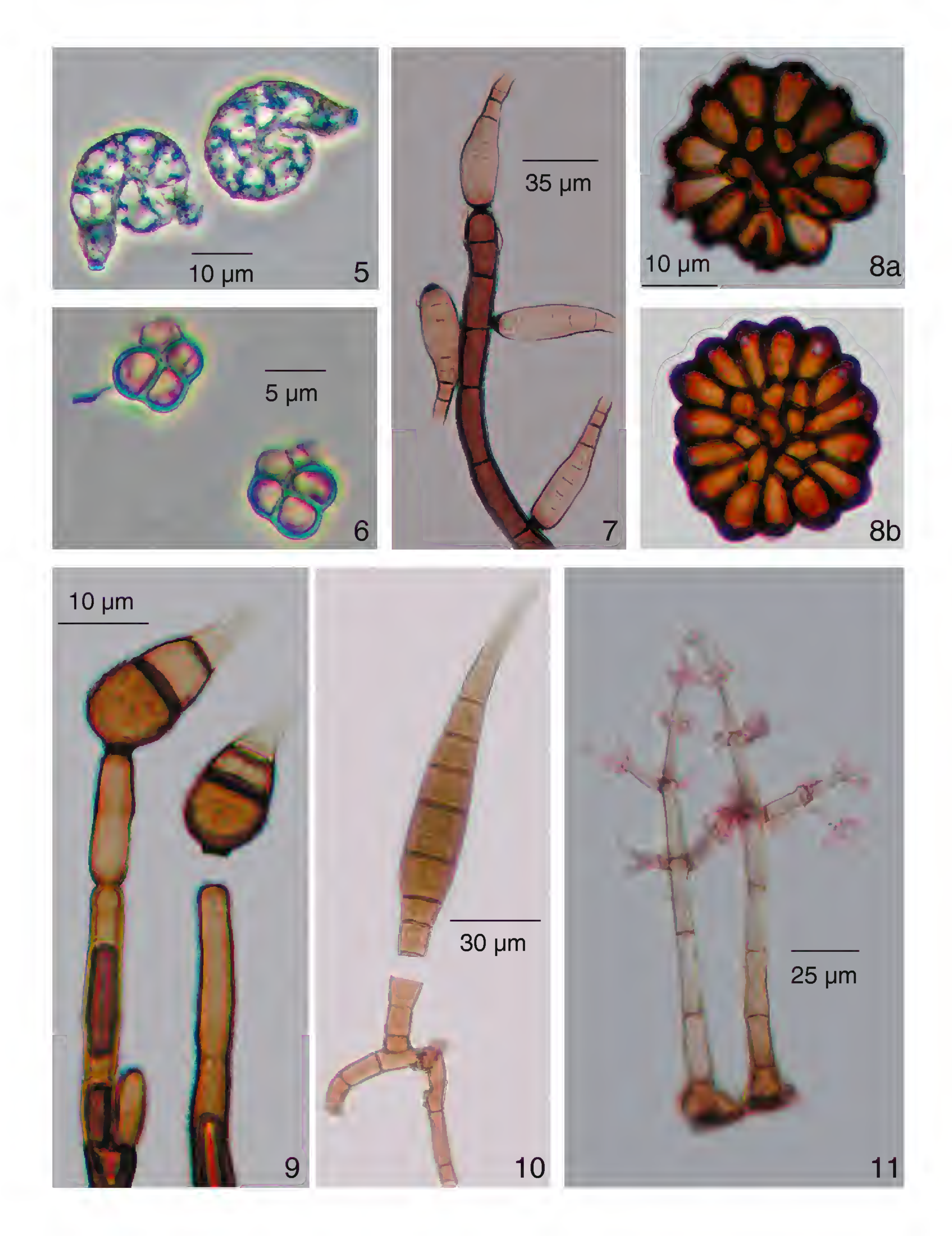
Conidióforos erectos, ligeramente flexuosos, septados, pardos claros, lisos, hasta de 274 µm de alto x 5.4-7.2 µm ancho. Células conidiógenas integradas, apicales con dientecillos inconspicuos. Conidios subhialinos, presentando 1¼ - 1¾ vueltas, 14.5-18 µm de diámetro, filamento con 4-8 septos, 5.5-6 µm de diámetro, base truncada.

Material estudiado: Sobre tronco muerto, col. G. Rosas, 18/11/95, CB500; A. Mercado-Sierra, 11/03/96, CB 635-1. Rancho Guadalupe, mpio. Xalapa.

Sustratos y distribución: Especie lignícola, se ha colectado en Estados Unidos (Moore, 1953) y en repetidas ocasiones en Cuba (Mercado-Sierra, 1982; Holubová-Jechová, 1983; Holubová-Jechová y Mercado-Sierra, 1984, 1989; Mercado-Sierra y Mena-Portales, 1986; 1995).

***Henicospora minor** P. M. Kirk & B. Sutton, Trans. Br. Mycol. Soc. 75(2):249. 1980. (Fig. 4).

Conidióforos simples, erectos, rectos, inconspicuos, hialinos, lisos, de 6-10 µm de largo y 3-4 µm de ancho en la base. Células conidiógenas integradas, terminales, monoblásticas, cilíndricas. Conidios solitarios, secos, lisos, cilíndricos,



Figs. 5-11. 5. *Helicoma muelleri*. Conidios gutulados helicoidales. 6. *Monodictys glauca*. Conidios con septos constreñidos. 7. *Helminthosporium velutinum*. Conidióforo con conidios obpiriformes. 8a y b. *Mycoleptodiscus brasiliensis*. Esporodoquio en forma de disco formado por células conidiógenas doliformes operculadas. 9. *Penzigomyces cookei*. Conidióforos con conidios obpiriformes. 10. *Repetophragma subulata*. Conidióforo y conidio. 11. *Selenodriella perramosa*. Conidióforos ramificados.

redondeados en el ápice y truncados en la base, pálidos, pardo oliváceos, con 4-5 distoseptos, de 17-19 µm de largo x 2.9-3.4 µm de ancho.

Material estudiado: Sobre hojas muertas de *Quercus germana*, col. G. Heredia, 1/08/95, CB662-1. Rancho Guadalupe, mpio. Xalapa.

Sustratos y distribución: Ramas y hojas muertas. Existen registros para Inglaterra (Kirk y Sutton, 1980), Sudáfrica (Matsushima, 1996), Italia (Lunghini y Quadraccia, 1990) y Brasil (Grandi y Silva, 2003).

***Monodictys glauca** (Cooke & Harkn.) S. Hughes, Can. J. Bot. 36:785. 1958. (Fig. 6).

Conidióforos inconspicuos, hialinos, lisos. Células conidiógenas monoblásticas, terminales. Conidios globosos, con pocas células, muriformes, septos constreñidos, pared lisa, pardo oliváceos, 7-7.5 x 5 µm de diámetro.

Material estudiado: Sobre hojas muertas de *Quercus germana*, col. G. Heredia, 12/02/98, CB790. Rancho Guadalupe, mpio. Xalapa.

Sustratos y distribución: Madera y hojas en descomposición. Se ha colectado en Estados Unidos (Ellis, 1971) y Argentina (Mercado-Sierra et al., 2000).

***Mycoleptodiscus brasiliensis** B. Sutton & Hodges, Nova Hedwigia 27:694-695. 1976. (Fig. 8a y 8b).

Esporodoquio superficial, en forma de disco con los márgenes irregulares, de una célula de grosor, 29.5-34.5 µm de diámetro, la parte central de disco está formada por células poliédricas rodeadas por las células conidiógenas. Células conidiógenas conspicuas, doliformes, fialídicas, arregladas radialmente, pared gruesa, pardo rojizo oscuras, 8.3-11.7 µm de largo x 3.9-5.9 µm de ancho, cada una con un opérculo infundibuliforme en la parte apical dirigido hacia el margen del disco. Conidios cilíndricos, hialinos, con un septo, pared delgada, inconspicuos, hasta de 19 µm de largo x 4-4.5 µm de ancho, con un apéndice subapical de 17-25 µm de longitud.

Material estudiado: Sobre hojas de *Quercus xalapensis*, col. G. Heredia, 12/02/98, CB793. Rancho Guadalupe, mpio. Xalapa.

Sustratos y distribución: Sobre hojas muertas y hojarasca de *Alchornea triplinervia*. Hasta la fecha esta especie sólo había sido registrada de Brasil (Sutton y Hodges, 1976; Grandi y Attili, 1996).

***Penzigomyces cookei** (S. Hughes) Subram., Proc. Indian Natn. Sci. Acad. 4:186. 1992. (Fig. 9).
=*Podoconis cookei* S. Hughes, The Naturalist, Lond. 846:21. 1953.
=*Sporidesmium cookei* (S. Hughes) M. B. Ellis, Mycol. Pap. 70:48-49. 1958.

Conidióforos simples, erectos, rectos o ligeramente flexuosos, lisos, septados, pardos oscuros, pálidos hacia el ápice, hasta 120 µm de largo x 4-5 µm de ancho. Células conidiógenas monoblásticas, integradas, terminales, a veces percurrentes. Conidios acrógenos, obpiriformes, rectos o ligeramente curvados, base cónico-truncada, 3 septos, células de la parte inferior pardas oscuras, rugosas, células apicales pálidas y lisas, 20-23 µm largo x 9-11 µm diámetro en la parte más ancha.

Material estudiado: Sobre ramas muertas, col. J. Mena-Portales, 13/06/95, CB395-1. Rancho Guadalupe, mpio. Xalapa.

Sustratos y distribución: Ramas, hojas y troncos en descomposición. Existen colectas para Inglaterra (Ellis, 1958), Nueva Guinea (Matsushima, 1971), Taiwán (Matsushima, 1980), Japón (Matsushima, 1983), Cuba (Mercado-Sierra, 1984; Mena-Portales y Mercado-Sierra, 1987; Mercado-Sierra et al., 2002; Delgado-Rodríguez y Mena-Portales, 2004) y Perú (Matsushima, 1993).

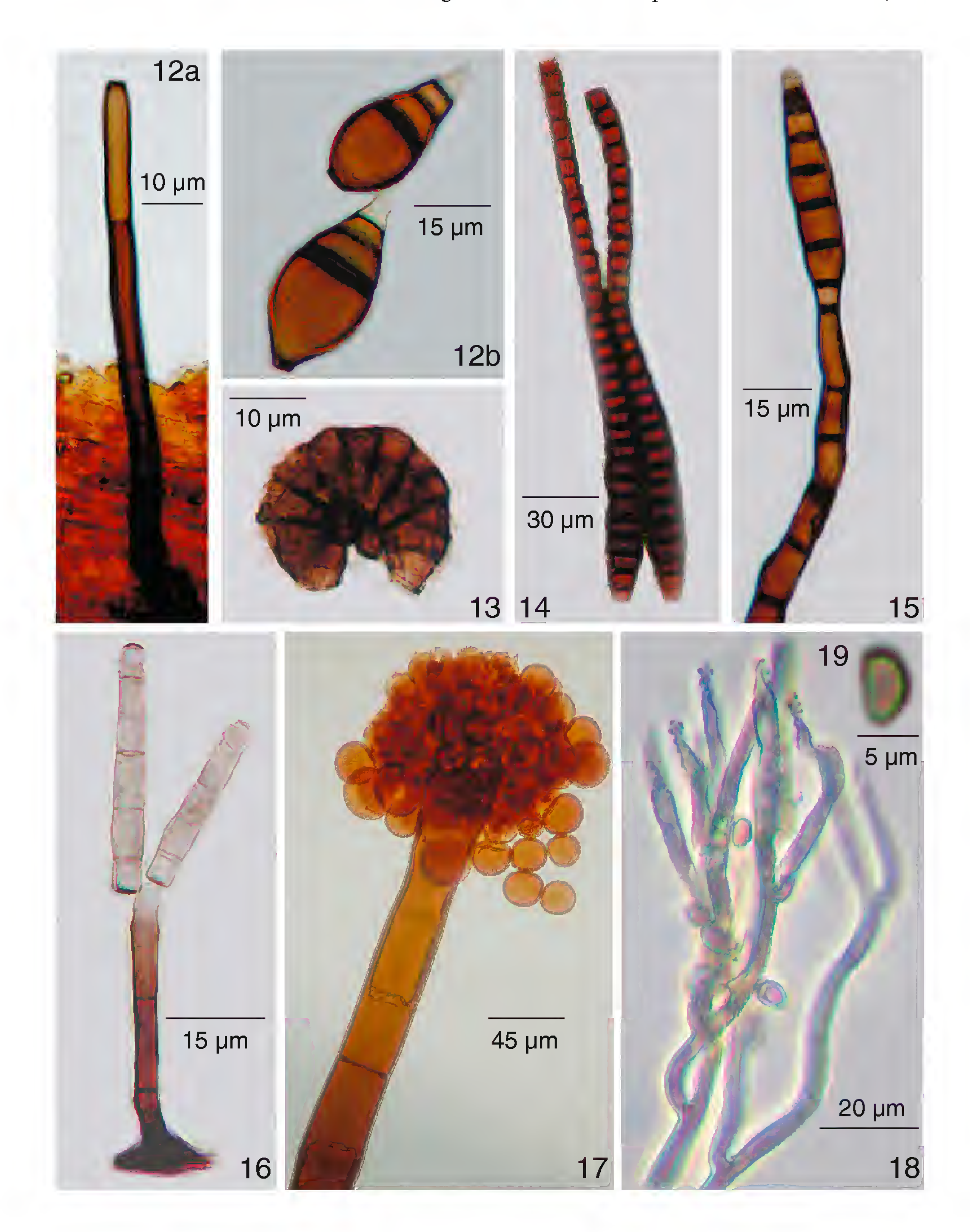
***Periconia shyamala** A. K. Roy, Ind. Phytopath. 18:332. 1965. (Fig. 17).

Conidióforos hasta de 2 mm de alto, rectos, lisos, septados, con pared gruesa, pardos oscuros, formando en el ápice una cabezuela. Células conidiógenas, poliblásticas, esféricas o subesféricas. Conidios esféricos, pardo claro rojizos, rugosos, pared gruesa, aseptados, 15-24 µm de diámetro.

Material estudiado: Sobre tronco muerto de *Ricinus communis*, tallo herbáceo y ramas muertas, col. J. Mena-Portales, 10/06/95, CB367-2; 11/03/96, CB602-1, CB608-1, CB 620-2. Rancho Guadalupe, mpio. Xalapa.

Sustratos y distribución: Hojas y tallos muertos. Hay colectas para Camerún, Ghana, Malawi, Sierra Leona, Uganda, Zambia, India, Malasia, Nuevas Hébridas, Islas Salomón, Sarawak (Ellis, 1971; Sutton, 1993) e Inglaterra (Hawksworth y Punithalingam, 1975).

***Repetophragma subulata** (Cooke & Ellis) Subram., Proc. Indian Natn. Sci. Acad. 4:185. 1992. (Fig. 10).
=*Ceratophorum subulatum* Cooke & Ellis, Grevillea 17(83):67. 1889.
=*Sporidesmium subulatum* (Cooke & Ellis) S. Hughes, Mycol. Pap. 36:31. 1951.



Figs. 12-19. 12. *Penzigomyces dissolvens*. a. Conidióforo. b. Conidios obpiriformes. 13. *Xenosporium thaxteri*. Espora con conidios secundarios globosos. 14. *Sporidesmium anglicum*. Conidios obclavados constreñidos en los septos. 15. *Sporidesmium rubi*. Conidióforo con conidio adherido. 16. *Sporidesmium goidanichii*. Conidióforo con conidios cilíndricos. 17. *Periconia shyamala*. Parte apical del conidióforo y conidios. 18-19. 18. *Virgaria nigra*. Conidióforos ramificados con células conidiógenas denticuladas. 19. Conidio reniforme.

Conidióforos erectos, simples, de rectos a ligeramente curvos, pardos oliváceos, septados, hasta de 45 µm de alto x 7-10 de ancho. Conidios rectos a curvos, obclavados, cónico-truncados en la base, pared lisa, pardo oliváceos, pálidos hacia el ápice, 8-9 septos, 100-133 µm de largo x 17-20 µm en la parte más ancha, 8-12 µm de ancho en la base.

Material estudiado: Sobre ramas muertas, col. G. Rosas, 18/11/95, CB 503-1. Rancho Guadalupe, mpio. Xalapa.

Sustratos y distribución: Se ha colectado de ramas leñosas de *Liquidambar* sp. en Estados Unidos (Hughes, 1951) y la India (Rao y de Hogg, 1986).

***Selenodriella perramosa** W. B. Kendr. & R. F. Castañeda, Univ. Waterloo Biol. Ser. 33:36. 1990. (Fig. 11).

Conidióforos conspicuos, erectos, rectos, con una célula basal prominente, delgados hacia el ápice, a partir de la parte media y hacia la punta forman ramas cortas dispuestas perpendicularmente, la base es parda oscura y el resto más pálido, alcanzan hasta 350 µm de alto x 5-10.7 µm de ancho en la base. Células conidiógenas discretas, lageniformes, poliblásticas, forma de botella, en verticilos, hinchadas apicalmente y finamente denticuladas, 10-15 µm de largo x 2.5-3 µm de ancho. Conidios fusiformes, el ápice agudo y la base truncada, pared lisa, hialinos, 5-8 x 0.5-1 µm.

Material estudiado: Sobre hojas de *Quercus xalapensis*, col. G. Heredia, 12/02/98 CB 794. Rancho Guadalupe, mpio. Xalapa.

Sustratos y distribución: Sobre hojas caídas. Hay registros para Cuba (Castañeda-Ruiz y Kendrick, 1990) y Brasil (Gusmão et al., 2001).

***Sporidesmium anglicum** (Grove) Ellis, Mycol. Pap. 70:60-61. 1958. (Fig. 14).
=*Helminthosporium hirudo* Sacc. var. *anglicum* Grove, J. Bot., Lond., 24, p. 14. 1886.
=*Clasterosporium hirudo* (Sacc.) Sacc. var. *anglicum* (Grove) Sacc., Sylloge Fungorum 4, p. 383. 1886.

Conidióforos erectos, simples, de rectos a ligeramente flexuosos, pardos rojizos oscuros, septados, hasta de 100 µm largo x 4-9 µm de ancho en la base. Conidios largos, obclavados, rostrados, cónico-truncados en la base, frecuentemente constreñidos a nivel de los septos, pared lisa, gruesa, pardos rojizos oscuros, hasta

con 45 septos transversales, 170-300 µm largo x, 10.5-12.5 µm en la parte más ancha, 4-9 µm diámetro cerca del ápice redondeado y 5-6 µm ancho en la base.

Material estudiado: Sobre ramas muertas, col. A. Mercado-Sierra, 04/03/1996, CB588-1. Rancho Guadalupe, mpio. Xalapa.

Sustratos y distribución: Madera en descomposición. Hasta la fecha esta especie sólo había sido colectada en zonas templadas, existen registros para Inglaterra (Ellis, 1958, 1976) y Canadá (Sutton, 1973).

***Sporidesmium goidanichii** (Rambelli) S. Hughes, N. Z. Jl. Bot. 17:162. 1979. (Fig. 16).
≡*Ceratosporella goidanichii* Rambelli, Atti Accad. Sci. Ist. Bolonia (Fis.), ser. XI, 5:3. 1958.
=*Endophragmia alternata* Tubaki & Saito, Trans. Brit. Mycol. Soc. 52:477. 1969.

Conidióforos solitarios, pardos pálidos, lisos, septados, anillados, 48-53 µm largo x 3-4 µm de ancho. Conidios cilíndricos, septados, de hialinos a pardos claros, truncados en la base y redondeados en el ápice, 32.8-41 de largo x 3.9-4.9 µm de ancho.

Material estudiado: Sobre hojas muertas de *Quercus xalapensis*, col. G. Heredia, 12/02/98 CB792. Rancho Guadalupe, mpio. Xalapa.

Sustratos y distribución: Esta especie prospera en diferentes materiales vegetales como hojas muertas, estróbilos y conos. Existen colectas para Japón (Tubaki y Saito, 1969), India (Subramanian y Vittal, 1974), Taiwán (Matshushima, 1975), Inglaterra (Ellis, 1976; Kirk, 1982), Hungría (Révay, 1986), Francia, Nueva Caledonia (Mouchacca, 1987, 1990), España (Castañeda-Ruiz et al., 1996) y Cuba (Castañeda-Ruiz et al., 1998).

***Sporidesmium rubi** M. B. Ellis, Mycol. Pap. 70:64-65. 1958. (Fig. 15).

Conidióforos solitarios o en fascículos, erectos, simples, rectos a ligeramente flexuosos, pardos oscuros, septados, con 1-5 proliferaciones, hasta de 119 µm de largo x 5-7.5 µm de ancho, pardos oscuros. Conidios de rectos a ligeramente curvados, obclavados, cónico-truncados en la base, pared lisa, pardo rojizos oscuros, células distales más pálidas, 7-8 septos, 47-60 x 8-10 µm, 4-5 µm ancho en la base, 2-5 µm ancho cerca del ápice.

Material estudiado: Sobre ramas muertas, col. A. Mercado-Sierra, 4/03/96, CB591-1. Rancho Guadalupe, mpio. Xalapa.

Sustratos y distribución: Prospera sobre ramas muertas. Sierra Leona (Ellis, 1958), Inglaterra (Ellis, 1976), Argentina (Arambarri et al., 1981) y Cuba (Mercado-Sierra et al., 2002).

***Xenosporium thaxteri** (Linder) Piroz., Mycol. Pap. 105:30. 1966. (Fig. 13).
≡*Xenosporella thaxteri* Linder, Ann. Mo. Bot. Gard. 16:320. 1929.
=*Xenosporella rosea* Talbot, Bothalia 4:491. 1956.

Conidióforos erectos, rectos o geniculados, pared gruesa, pardo amarillentos pálidos, hasta de 50 µm largo x 5-8 µm de ancho en la base. Conidios helicoidales, septados, 40-55 µm de diámetro y 15-20 µm ancho, 1½ - 2½ vueltas, "conidios secundarios" globosos, pardos oscuros, 10-12 µm diámetro, nacen en grupos dentro de la hélice.

Material estudiado: Sobre ramas muertas, col. A. Mercado-Sierra, 11/03/96, CB618-1. Rancho Guadalupe, mpio. Xalapa.

Sustratos y distribución: Especie colectada sobre tallos muertos de *Costus spiralis*, madera de *Eucalyptus*, raquis de palmas y tallos muertos de *Bambusa* sp. y pecíolos de *Roystonea regia*. Existen registros para Tanzania (Deighton y Pirozynski, 1966), Nueva Zelanda, Trinidad, Sudáfrica, India (Hughes, 1978) y Cuba (Mercado-Sierra, 1984; Mercado-Sierra y Mena-Portales, 1986; Mercado-Sierra y Mena-Portales, 1995).

Especies previamente descritas para México en ecosistemas diferentes al bosque mesófilo de montaña

Helminthosporium velutinum Link, Magazin. Ges. Naturf. Freunde, Berlin 3:10. 1809. (Fig. 7).

Material estudiado: Sobre ramas muertas, col. Manuela Reyes, 14/06/99, CB789-1, CB789-2, CB789-3. Rancho Viejo, mpio. Xalapa.

Penzigomyces dissolvens (Hol.-Jech., Mercado & J. Mena) J. Mena, Bol. Soc. Micol. Madrid 25:267-268. 2000. (Figs. 12a-12b).

Material estudiado: Sobre hojas muertas de *Quercus xalapensis*, col. G. Heredia, 12/02/98, CB788. Rancho Viejo, mpio. Xalapa.

Virgaria nigra (Link) Nees, Syst. Pilze Schwämme, p. 54. 1817. (Fig. 18 y 19).

Material estudiado: Sobre rama muerta, col. G. Rosas, 18/11/95, CB514-1. Rancho Guadalupe, mpio. Xalapa.

Estas tres especies anteriormente se habían colectado en la selva del Centro de Investigaciones Costeras "La Mancha" en Veracruz (Heredia et al., 1997).

AGRADECIMIENTOS

Este trabajo fue realizado con el apoyo financiero de la CONABIO (Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad) mediante los proyectos P030 y B139. Se agradece al Instituto de Ecología, A.C. (INECOL p02- 14-75) todas las facilidades otorgadas durante las estancias en Xalapa de los investigadores Ángel Mercado Sierra y Julio Mena Portales.

LITERATURA CITADA

Arambarri, A., I. Gamundi y A. M. Bucsinsky. 1981. Micoflora de la hojarasca de *Notofagus dombeyi* III. Darwiniana 23(2-4): 327-348.

Castañeda Ruiz, R. F. y B. Kendrick. 1990. Conidial fungi from Cuba: II. University of Waterloo Biology Series 33: 61 pp.

Castañeda Ruiz, R. F., J. Gene y J. Guarro. 1996. Litter Hyphomycetes from la Gomera (Canaries). Mycotaxon 59: 203-215.

Castañeda Ruiz, R. F., J. Guarro, E. Mayayo y C. Decock. 1998. A new species of *Dendryphiosphaera* and some new records from Cuba. Mycotaxon 67: 9-19.

Deighton, F. C. y K. A. Pirozynski. 1966. Microfungi. II: *Brooksia* and *Grallomyces*; *Acrogenospora ornata* sp. nov.; The genus *Xenosporium*. Mycol. Pap. 105: 1-35.

Delgado-Rodríguez, G. y J. Mena-Portales. 2004. Hifomicetos (hongos anamórficos) de la reserva ecológica "Alturas de Banao" (Cuba). Bol. Soc. Micol. Madrid. 28: 115-123.

Ellis, M. B. 1958. *Clasterosporium* and some allied Dematiaceae-Phragmosporae. I. Mycol. Pap. 70: 90.

Ellis, M. B. 1971. Dematiaceous Hyphomycetes. Commonwealth Mycological Institute. Kew. 608 pp.

Ellis, M. B. 1976. More dematiaceous Hyphomycetes. Commonwealth Mycological Institute. Kew. 507 pp.

Grandi, R. A. P. y D. S. Attili. 1996. Hyphomycetes on *Alchornea triplinervia* (Spreng.) Müell. Arg. Leaf litter from the Ecological Reserve Juréia-Itatins, State of São Paulo, Brazil. Mycotaxon 60: 373-386.

Grandi, R. A. P. y T. V. Silva. 2003. Hyphomycetes sobre folhas em decomposição de *Caesalpinia echinata* Lam.: ocurrências novas para o Brasil. Rev. Brasil. Bot. 26(4): 489-493.

Gusmão, L. F. P., R. A. P. Grandi, y A. I. Milanez. 2001. Hyphomycetes from leaf litter of *Miconia cabussu* in the Brazilian Atlantic rain forest. Mycotaxon 79: 201-213.

Hawksworth D. L. y E. Punithalingam. 1975. New and interesting microfungi from Slapton, South Devonshire: Deuteromycotina II. Trans. Br. Mycol. Soc. 64(1): 89-99.

Heredia, G. y M. Reyes Estebanez. 1999. Hongos conidiales de bosque mesófilo: algunas especies foliícolas y de la hojarasca desconocidas para México. Rev. Mex. Mic. 15: 79-88.

Heredia, G., A. Mercado-Sierra y J. Mena-Portales. 1995. Conidial fungi from leaf litter in a mesophilic cloud forest of Veracruz, Mexico. Mycotaxon 55: 473-490.

Heredia, G., J. Mena-Portales y A. Mercado-Sierra. 1997. Hyphomycetes saprobios tropicales. Nuevos registros de dematiáceos para Mexico. Rev. Mex. Mic. 13: 41-51.

Heredia, G., M. Reyes Estebanez, R. M. Arias, J. Mena-Portales y A. Mercado-Sierra. 2004. Adiciones al conocimiento de la diversidad de los hongos conidiales del bosque mesófilo de montaña del estado de Veracruz. Acta Bot. Mex. 66: 1-22.

Holubová-Jechová, V. 1983. Studies on Hyphomycetes from Cuba I. Ceská Mykol. 37(1): 12-18.

Holubová-Jechová, V. y A. Mercado-Sierra. 1984. Studies on Hyphomycetes from Cuba II. Hyphomycetes from the Isla La Juventud. Ceská Mykol. 38: 6-120.

Holubová-Jechová, V. y A. Mercado-Sierra. 1986. Studies on Hyphomycetes from Cuba IV. Dematiaceous Hyphomycetes from Province Pinar del Rio. Ceská Mykol. 40(3): 142-164.

Holubová-Jechová, V. y A. Mercado-Sierra. 1989. Hyphomycetes from Loma de la Coca and some localities of La Habana and Matanzas provinces, Cuba. Act. Bot. Cubana 76: 1-15.

Hughes, S. J. 1951. Studies on micro-fungi. III. *Mastigosporium*, *Camposporium*, and *Ceratophorum*. Mycol. Pap. 36: 44 pp.

Hughes, S. J. 1978. New Zealand fungi 25. Miscellaneous species. New Zealand J. Bot. 16: 311-370.

Hughes, S. J. 1989. New Zealand fungi 33. Some new species and new records of dematiaceous Hyphomycetes. New Zealand J. Bot. 27: 449-459.

Kirk, P. M. 1982. New or interesting microfungi V. Microfungi colonizing *Laurus nobilis* leaf litter. Trans. Br. Mycol. Soc. 78: 293-303.

Kirk, P. M. 1985. New or interesting microfungi XIV. Dematiaceous Hyphomycetes from MT Kenya. Mycotaxon 23: 305-352.

Kirk, P. M. y B. C. Sutton. 1980. *Henicospora* gen. nov. (Hyphomycetes). Trans. Br. Mycol. Soc. 75(2): 249-253.

Lunghini, D. y L. Quadraccia. 1990. Contributo alla conoscenza degli ifomiceti demaziacei della tenuta presidenziale di castelporziano (Micoflora del Lazio III). Acc. Naz. Lincei 264: 121-132.
Matsushima, T. 1971. Microfungi of the Solomon Islands and Papua-New Guinea. Published by the author. Kobe. 78 pp.
Matsushima, T. 1975. Icones microfungorum a Matsushima lectorum. Published by the author. Kobe. 209 pp.
Matsushima, T. 1980. Mycological Memoirs No. 1. Published by the author. Kobe. 82 pp.
Matsushima, T. 1983. Matsushima Mycological Memoirs No. 3. Published by the author. Kobe. 89 pp.
Matsushima, T. 1993. Matsushima Mycological Memoirs No. 7. Published by the author. Kobe. 75 pp.
Matsushima, T. 1996. Matsushima Mycological Memoirs No. 9. Published by the author. Kobe. 40 pp.
McKenzie, E. H. 1995. Dematiaceous Hyphomycetes on Pandanaceae. 5. *Sporidesmium* sensu lato. Mycotaxon 56: 9-29.
Mena-Portales, J., G. Delgado-Rodríguez y G. Heredia. 2000. Nuevas combinaciones para especies de *Sporidesmium* S. L. (Hongos mitospóricos). Bol. Soc. Micol. Madrid 25: 265-269.
Mena-Portales, J., G. Heredia y A. Mercado-Sierra. 1995. Especies de *Bipolaris* y *Curvularia* halladas sobre hojas de *Quercus* y *Liquidambar* en el estado de Veracruz, México. Rev. Mex. Mic. 11: 109-121.
Mena-Portales, J. y A. Mercado-Sierra. 1987. Algunos hifomicetes de las provincias Ciudad de la Habana, Cuba. Ecología y Sistemática. Academia de Ciencias de Cuba 17: 1-17.
Mercado-Sierra, A. 1982. Hifomicetes dematiáceos de Cuba (2). Acta Bot. Cubana 14: 1-7.
Mercado-Sierra, A. 1984. Hifomicetes dematiáceos de Sierra del Rosario, Cuba. Editorial Academia. La Habana. 181 pp.
Mercado-Sierra, A. y J. Mena-Portales. 1986. Hifomicetes de Topes de Collantes, Cuba I. (Especies holoblásticas). Acta Bot. Hung. 32(1-4): 189-205.
Mercado-Sierra, A. y J. Mena-Portales. 1995. Hifomicetes dematiáceos de tres provincias orientales de Cuba. Rev. Iberoam. Micol. 12: 101-107.
Mercado-Sierra, A., J. Gené y J. Guarro. 1997. Some Costa Rican Hyphomycetes. II. Mycotaxon 64: 7-15.
Mercado-Sierra, A., J. Basilico, V. Iacona y M. Luz-Zapata. 2000. Some interesting mitosporic fungi (Hyphomycetes) from Argentina. Bol. Soc. Micol. Madrid 25: 243-250.
Mercado-Sierra, A., G. Delgado-Rodríguez, J. Mena-Portales y J. Guarro. 2002. Some Hyphomycetes (mitosporic fungi) from “Ciénega de Zapata” Biosphere Reserve (Cuba). Bol. Soc. Micol. Madrid 26: 183-187.
Moore, R. T. 1953. The north central Helicospore. Proc. Iowa Acad. Sci. 60: 202-216.
Mouchacca, J. 1987. Quelques micromycétes intéressants observés sur des feuilles vivantes ou mortes de *Carpinus Betulus* L. Cryptogamie Mycol. 8(2): 141-158.
Mouchacca, J. 1990. New-Caledonian Fungi II: Some interesting dematiaceous Hyphomycetes from forest leaf litter. Nova Hedwigia 51(3-4): 459-468.

Rao, V. y G. S. de Hoog. 1986. New or critical Hyphomycetes from India. Stud. Mycol. 28: 1-83.

Révay, A. 1986. Dematiaceous Hyphomycetes inhabiting forest debris in Hungary II. Studia Bot. Hung. 19: 73-78.

Subramanian, C. V. y B. P. R. Vittal. 1974. Hyphomycetes on litter from India. Proc. Indian Acad. Sci: B 80(5): 216-221.

Sutton, B. C. 1973. Hyphomycetes from Manitoba and Saskatchewan, Canada. Mycol. Pap. 132: 1-143.

Sutton, B. C. 1993. Mitosporic fungi from Malawi. Mycol. Pap. 167: 1-93.

Sutton, B. C. y C. S. Hodges Jr. 1976. *Eucalyptus* microfungi: *Mycoleptodiscus* species and *Pseudotracylla* gen. nov. Nova Hedwigia 27: 693-700.

Tubaki, K. y T. Saito. 1969. *Endophragmia alternata* sp nov. and other Hyphomycetes on *Pinus* leaves in Japan. Trans. Br. Mycol. Soc. 52(3): 447-448.

Recibido en mayo de 2005.

Aceptado en mayo de 2006.

Acta Botanica Mexicana 77: 31-40 (2006)

STUDIES ON STORED CEREAL DEGRADATION BY *ALTERNARIA TENUISSIMA*

STEPHEN O. FAPOHUNDA AND O. O. OLAJUYIGBE

Babcock University, Department of Basic and Applied Sciences
Ilishan Remo, Ogun State, Nigeria
oystak@yahoo.co.uk

ABSTRACT

The ability of a strain of *Alternaria tenuissima* Kunze (IMI 301005) Wiltshire to degrade and alter the nutrient profile of three common Nigerian cereals was studied. The grains involved were *Pennisetum glaucum*, *Sorghum vulgare* and *Oryza sativa*. Fat, fibre and protein decreased in the inoculated substrates, and this was accompanied by an increase in ash content. The highest levels of cereal degradation by the mould were attained at pH 6.8 and at temperature range of 30-35 °C. Within 48 hours of incubation, extracellular proteases were detected in all the culture media.

Key words: *Alternaria tenuissima*, cereal, nutrient's degradation.

RESUMEN

Se estudió la habilidad de una cepa de *Alternaria tenuissima* Kunze (IMI 301005) Wiltshire de degradar y alterar el perfil de nutrientes de tres cereales nigerianos comunes. Los granos seleccionados fueron *Pennisetum glaucum*, *Sorghum vulgare* y *Oryza sativa*. Las grasas, fibras y proteínas disminuyeron en los sustratos inoculados, hecho acompañado de un incremento en el contenido de ceniza. Los niveles más altos de degradación de cereal por el hongo (moho) se obtuvieron en cultivos con pH de 6.8 en un intervalo de temperatura de 30-35 °C. A partir de las 48 horas de incubación se detectaron proteasas extracelulares en todos los medios de cultivo.

Palabras clave: *Alternaria tenuissima*, cereal, degradación de nutrientes.

INTRODUCTION

Cereals are important staple foods in Nigerian homes, and their biological value on the basis of nutrient components has been documented (Oyenuga, 1968). The characteristic relatively high environmental temperatures and humidities of the tropic further worsen the integrity of stored grains, under fungal attack whether whole or in blended state (Christensen and Kaufmann, 1969). The interrelationship between *Alternaria* species and some substrates had also been recorded (Sulaiman and Hussain, 1984; Sanchis et al., 1993; Samson et al., 1995; Pettybridge et al., 2001; Grishkan et al., 2003; Osono, 2003) and the dangers this can pose to man, as a consumer, highlighted (Fapohunda and Ogundero, 1990).

The dangers include toxin consumption and malnutrition arising from consuming grains having a depleted nutrient profile. *Alternaria* contamination specifically leads to sinusitis, hay fever, skin infection and asthma, these body reactions, being the combined results of accumulation of spores and the production of "alternariol", a unique mycotoxin in the body (Shresthra et al., 1996). The general health implications of the attendant mycotoxins on the affected cereals and on the likely consumer are well documented (Fink-Grennels, 1999; Steyn and Stander, 1999). In 1998, Nielsen et al. had discovered that various forms of mycotoxins on artificially inoculated building materials resulted in cancerous expressions among persons directly exposed to them. The same year, Ren et al. demonstrated the destructive effects on the organs of those who were in contact with ceiling tiles infected by *Alternaria alternata.* Also, *Alternaria* species have been reported as mycodeteriogens in some cereals in the field (Ilhan and Asan, 2001). Health implications include cancer of the liver, digestive complications and respiratory difficulties (Zureik et al., 2002).

Millet (*Pennisetum glaucum* (L.) Leeke), guinea corn (*Sorghum vulgare* (L.) Moench) and rice (*Oryza sativa* L.) constitute a group of grains eaten daily by a large number of Nigerians from peasants through the elites. The aim of this study is to highlight the unique role of a strain of *Alternaria tenuissima* in the bio-degradation of cereals under the stated conditions.

MATERIALS AND METHODS

A strain of *Alternaria tenuissima* Kunze Wiltshire IMI 301005, was maintained by growing in a sporulation medium described earlier (Fapohunda, 1992). All sterilizations before inoculation were done at 121 °C for 15 minutes.

Fifty grains each of the cereals: millet, guinea corn and rice, purchased from markets in South Western Nigeria, were selected for experimentation after conducting viability tests on them by earlier methods (Huff, 1980; Okafor and Aniche, 1980). Also, the grain samples were held at 0 °C for 92 hours to kill any mites present, as mites are primary source of cross contamination in a mycology laboratory. Surface sterilization was carried out by dipping inside 2% NaOCl for 1 minute and rinsing with distilled water.

Twenty grams of blended grains were placed in flask and 50 ml distilled water added to make a suspension. The fungus was cultivated on nutrient broth for seven days and filtered with sterile cotton wool. Dilution of the filtrate was carried out to give 3.5×10^6 conidia/ml. These asexual spores serve as inoculum for the blended grains and incubation was at 28 °C for 14 days. The biochemical analyses expressed as % ash, crude fibre, protein and fat and moisture contents were determined (Anonymous, 1975) using dry samples. The initial moisture content, which was critical to mould invasion, was also determined. Controls were set up with no inoculum.

The pH of a 2:1 (w/v) suspension of blended grains in 250 ml conical flasks, containing 100 ml/flask, were adjusted with 0.1 N-NaOH or 0.1 N-HCl, as appropriate, to pH values between 3.8-7.6. pH stability was controlled by citric acid phosphate buffers (Ogundero, 1981). Also, the effect of temperature (15-35 °C) on the bio-degrading ability of the *Alternaria tenuissima* was tested by incubating cultures at 5 °C intervals. For each treatment, three replicates were prepared and incubation was done as earlier described. The % ash, crude fibre, protein and fat contents were equally determined as described above after seven days of incubation. Uninoculated flasks similarly treated served as controls.

Suspensions of the cereals were prepared (15 g/litre) in distilled water. Four grams of casein and 30 ml portion of the suspension were dispensed in 250 ml conical flasks, and inoculation carried out as described earlier. Three replicates were made and incubation was at 35° C and over a 10-day period. At 2-day intervals, protease activity of the culture filtrate was determined, while using filtrates from the control flasks as assay blanks. The protein contents of the filtrates were also determined using the Folin phenol reagent method of Lowry et al. (1951). The Folin phenol reaction was designed to detect proteolysis as carried out by enzyme protease and the residues include tyrosine, which was measured in this research.

RESULTS AND DISCUSSION

Fat, fibre and protein decreased in the inoculated substrate with a significant increase in ash (Table 1). The ash content increased as other materials were utilized.

Table 1. Biochemical analysis of cereal substrates inoculated with conidia of *Alternaria tenuissima* and incubated for 14 days at 28 °C.

Composition (%)*	Millet		Sorghum		Rice	
	Not inoculated	Inoculated	Not inoculated	Inoculated	Not inoculated	Inoculated
Ash	13.00±0.24	16.80±0.18	6.05±0.34	15.68±0.01	5.98±0.11	11.11±0.08
Crude fibre	3.61±0.01	3.01±0.22	2.65±0.02	1.90±0.25	1.26±0.30	1.05±0.05
Protein	3.68±0.20	2.08±0.01	7.01±0.09	4.12±0.05	6.08±0.16	3.86±0.06
Fat	2.11±0.63	1.18±0.45	3.22±0.70	2.67±0.12	3.01±0.17	2.51±0.02
Moisture	7.25±0.10	9.89±0.11	10.56±0.08	15.60±0.02	8.89±0.04	13.68±0.04

*Results and means of three replicates

High fibre content had been noted in most cereals (Oyenuga, 1968), which, together with the available protein and fat formed ready substrates on which fungal enzymes acted. This accounted for the reduction in the relative quantities for fibre, protein and fat (Filtenborg et al., 1996). *Alternaria* spp. had earlier been implicated in the degradation of crops like melon in store by decreasing the germination percentage and increasing the risk of mycotoxicosis (Bankole et al., 1999). The highest percent reduction in protein was recorded when rice was the substrate, followed by sorghum, whereas millet gave the highest percent reduction in fat contents (Table 1). Appreciable increase in water content, which was recorded in all the inoculated cereals, was in normal response to fungal respiration in an environment of oxygen.

Optimization of pH and temperature regimes

When the effect of pH on mould degradation was investigated on the cereals, pH 6.8 proved optimal for all nutrients particularly protein (Table 2). Table 3 shows

Table 2. Effect of pH on the degradation of blended cereals at 28 °C for seven days by *Alternaria tenuissima*.

	Proximate analysis	pH of substrate						
		Control value	3.8	4.8	5.6	6.2	6.8	7.6
Millet	Ash	0.98±0.11	1.00±0.01	1.16±0.01	4.02±0.03	6.08±0.01	7.02±0.02	6.98±0.00
	Fibre	3.56±0.08	3.11±0.12	3.01±0.20	2.08±0.05	2.01±0.07	1.89±0.10	1.98±0.10
	Protein	29.00±0.22	26.40±0.80	23.80±0.08	24.00±0.01	12.8±0.11	11.60±0.03	11.6±0.10
	Fat	4.60±0.10	3.50±0.01	3.30±0.02	2.05±0.11	1.96±0.10	1.44±0.01	1.06±0.00
Sorghum	Ash	1.45±0.02	1.98±0.01	3.00±0.01	4.08±0.03	6.74±0.02	7.18±0.03	7.08±0.10
	Fibre	3.61±0.08	3.61±0.05	2.68±0.01	2.58±0.08	2.01±0.16	1.80±0.02	1.11±0.10
	Protein	31.90±0.18	27.90±0.11	24.80±0.05	21.60±0.02	14.70±0.13	11.80±0.11	10.10±0.10
	Fat	3.89±0.11	3.01±0.04	2.91±0.09	1.48±0.08	1.46±0.27	1.60±0.04	1.08±0.00
Rice	Ash	1.80±0.01	2.08±0.17	3.89±0.16	3.96±0.18	4.08±0.21	4.11±0.11	4.60±0.10
	Fibre	2.89±0.16	2.64±0.02	2.48±0.04	1.89±0.01	1.89±0.03	1.76±0.11	1.66±0.10
	Protein	28.60±0.08	25.80±0.18	24.90±0.02	18.90±0.01	17.80±0.11	17.60±0.01	1.66±0.10
	Fat	5.00±0.20	4.56±0.02	4.00±0.01	3.98±0.07	3.98±0.07	3.96±0.06	3.95±0.10

Figures are % means of three readings with standard deviations

Table 3. Effect of temperature on the degradation of blended cereals by *Alternaria tenuissima* after seven days of incubation.

	Proximate analysis	Temperature of substrate (° C)					
		Control value	15	20	25	30	35
Millet	Ash	0.98±0.03	1.56±0.01	2.18±0.04	3.65±0.02	3.56±0.03	3.41±0.01
	Fibre	3.56±0.10	3.18±0.20	2.99±0.26	2.60±0.02	1.85±0.02	2.46±0.06
	Protein	29.00±0.22	28.70±0.11	24.80±0.07	13.90±0.21	14.00 ±0.71	16.90±0.12
	Fat	4.58±0.10	4.00±0.40	1.89 ±0.05	1.80±0.11	1.05 ±0.11	2.45±0.21
Sorghum	Ash	1.45±0.02	1.87 ±0.01	2.56 ±0.14	3.75±0.01	3.90 ±0.01	3.08±0.05
	Fibre	36.00±0.07	2.96±0.04	2.97±0.05	2.11±0.01	145.00 ±0.02	180.00±0.11
	Protein	32.00±0.18	28.80±0.11	16.10±0.12	15.40±0.01	17.8±0.24	19.5±0.17
	Fat	3.89±0.10	3.40±0.14	2.56±0.71	1.56±0.05	1.80±0.07	1.99±0.42
Rice	Ash	1.80±0.01	1.84±0.02	1.84±0.11	3.66±0.06	3.68±0.11	2.48±0.27
	Fibre	2.89±0.61	2.48±0.07	2.08±0.05	1.89±0.04	0.98±0.01	0.18±0.20
	Protein	28.6±0.07	25.50±0.16	23.40±0.17	15.80±0.13	11.60±0.14	19.60±0.17
	Fat	5.00±0.21	4.50±0.21	3.08±0.40	2.48±0.16	2.00±0.08	2.05±0.04

Figures are % means of three readings with standard deviations

that the temperature range for maximum mould degradation was 25-30 °C. At 15 °C, the ability to breakdown the nutrients decreased. However, with rice as substrate the rate of degradation of fibre was highest at 35 °C. The results showed that fibre content in rice was decreased with an increase in temperature.

Extracellular protease production

The secretion of protease by the fungus in the presence of the substrates (Fig. 1) explains the high rate of protein degradation under the various pH and temperature conditions, a significant result. Within 48 hours of inoculation, soluble peptides were excreted in the growth medium (Fig. 2). For rice, protein production fell at day 5. This was not so in the other two cereals where increases were observed until day 5.

Adequate precautions like immersing of the moist grains in 0.5% propionic acid and potassium sorbate (Liewen and Marth, 1984; Fapohunda, 1992) for a two minutes could be taken to guarantee significant safety and economic advantage to prospective consumers of the grains, while some human pathogenic fungi have been

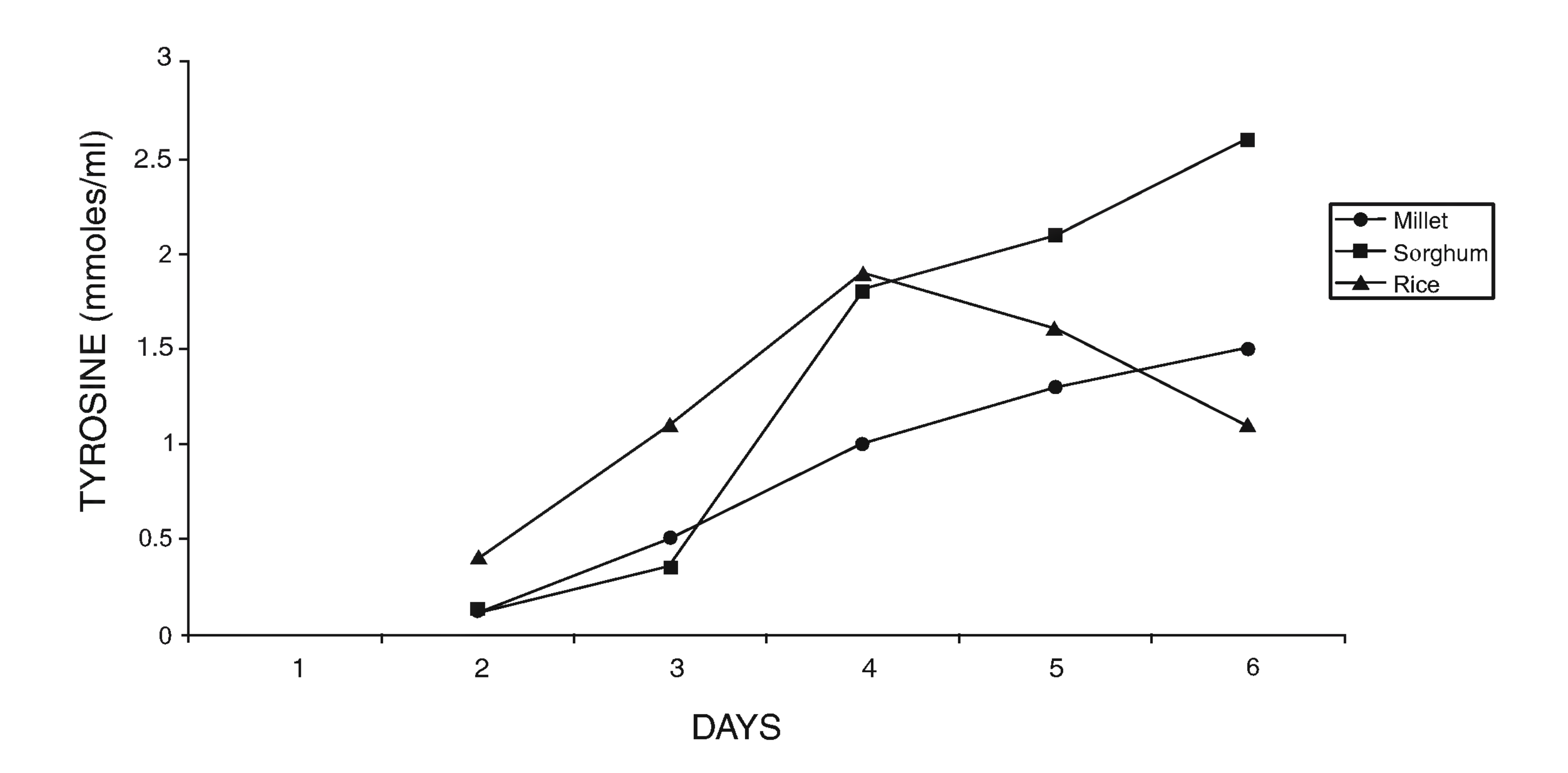


Fig. 1. Protease activity of culture filtrates of *Alternaria tenuissima* grown on millet, sorghum and rice.

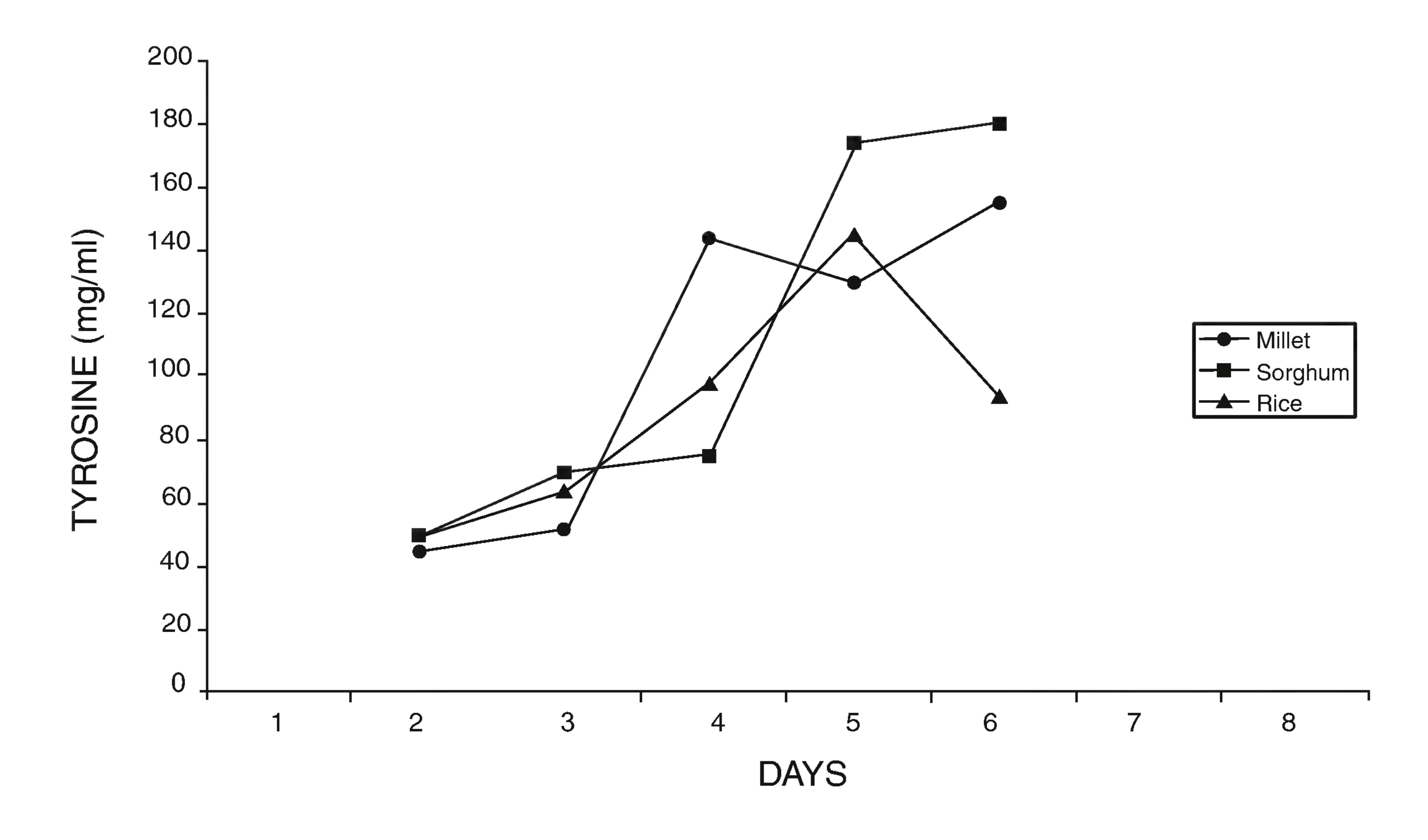


Fig. 2. Protein content of culture filtrates of *Alternaria tenuissima* grown on millet, sorghum and rice.

known to be inhibited by ethnobotanically selected plant extracts (Brandwagt et al., 2001; Ficker et al., 2003).

We are carrying out further studies on the prevention of fungal contamination, isolation and characterization of specific toxic metabolites using the High Performance Liquid Chromatography (HPLC) and the development of more antifungal agents with respect to this species. Also, the exploitation of inexpensive antifungal plant extracts is attracting further investigation, as some fungi express resistance to synthetic drugs (like propionic acid) and encourage new opportunists in the course of infection (Perfect and Schell, 1996). From this study it is observed that common cereals like sorghum, rice and millet are degraded, among others, by the proteolytic action of the fungus *Alternaria tenuissima*. The fungus, which incites various body disorders through its spores and toxic metabolites, can be controlled by a brief immersion in 0.5% propionic acid and sorbate. Since similar microbes had been inhibited by ethnobotanically selected plant extracts from, e.g., ginger and butternut, the next stage of our work is to formulate inexpensive antifungal agents from plant extracts in order that cereals in storage can be fairly safe from its contamination.

LITERATURE CITED

Anonymous. 1975. Official methods of analysis. 12th ed. Association of Official Agricultural Chemists, Washington, D. C. 101 pp.

Bankole, S. A., B. Ikotun & E. J. A. Ekpo. 1999. Fungal deterioration of melon seeds stored in jute sacks and polyethelene bags in Ago Iwoye, South Western Nigeria. Mycopathologia 146(3): 135-146.

Brandwagt, B. F., T. A Kneppers, A. van der Weerden, H. J. Nijkamp & J. Hille. 2001. Most AAL toxin sensitive *Nicotiana* species are resistant to the tomato fungal pathogen *Alternaria alternata* f. sp. *lycopersici*. Mol. Plant. Microb. 14(4): 460-470.

Christensen, C. M. & H. H. Kaufmann. 1969. Grain storage - The role of fungi in quality loss. University of Minnesota Press. Minneapolis. 153 pp.

Fapohunda, S. O. 1992. Studies in *Aspergillus* and *Cladosporium* species infecting stored cereals. Pakistan J. Sci. Ind. Res. 35(9): 335-337.

Fapohunda, S. O. & V. W. Ogundero. 1990. Physiology of fungi associated with fast foods in Nigeria. Int. Biodeter. J. 26: 23-32.

Ficker, C. E., J. T. Arnason, P. S. Vindas, L. P Alvarez., K. Akpogana, M. Gbeasor, C. De Souza, & M. L. Smith. 2003. Inhibition of human pathogenic fungi by ethnobotanically selected plant extracts. Mycoses 46 (1-2): 29-37.

Filtenborg, O., V. C. Frisvad & U. Thrane. 1996. Moulds in food spoilage. Int. J. Food Microbiol. 33: 85-102.

Fink-Grennels, J. 1999. Mycotoxins: Their implications for human and animal health. Vet. Quarterly 21: 115-120.

Grishkan, I.., E. Nevo & S. P. Wasser. 2003. Soil micromycete diversity in the hypersaline Dead Sea coastal area, Israel. Mycol. Progress 20(1): 19-28.

Huff, W. E. 1980. A physical method for the segregation of aflatoxin-contaminated corn. Cereal Chem. 57(4): 236-238.

Ilhan, S. & A. Asan. 2001. Soilborne fungi in wheat fields of Kirka vicinity (Turkey). Biologia Bratislava 56: 263-271.

Liewen, M. B. & E. H. Marth. 1984. Inhibition of penicillia and aspergilli by potassium sorbate. J. Fd. Prot. 47: 554-556.

Lowry, O. H., N. J. Rosebrough, A. J. Farr & R. J. Randall. 1951. Protein measurement with the Folin-phenol reagent. J. Biol. Chem. 193: 265.

Nielsen, K. F., U. Thrane, T. O. Larsen, P. A. Nielsen & S. Gravesen. 1998. Production of mycotoxins on artificially inoculated building materials. Int. Biodeter. Biodegr. 42: 8-15.

Ogundero, V. W. 1981. Degradation of Nigerian palm products by thermophilic fungi. Trans. Brit. Mycol. Soc. 77: 267-271.

Okafor, N. & N. Aniche. 1980. Brewing a lager beer from Nigeria *Sorghum*. Brewing and Distilling International 10: 32- 35.

Osono, T. 2003. Effects of prior decomposition of beech leaf litter by phyllosphere fungi on substrate utilization by fungal decomposers. Mycoscience 44: 41-45.

Oyenuga, V. A. 1968. Nigeria's food and feeding stuff. Their chemistry and nutritional value. 1st. ed. Ibadan University Press. Nigeria. pp. 41-44.

Perfect, J. R. & M. A. Schell. 1996. The newer fungal opportunists are coming. Clin. Infect. Dis. 22 (supp. 2): 112-118.

Pettybridge, S. J., F. J. Hay, C. R. Wilson , L. J. Sheriff & C. W. Legegatt. 2001. First report of infection of hop cones by *Alternaria alternata* in Australia. Plant Dis. 85(7): 804.

Ren, P., D. G. Ahearn & S. A. Crow .1998. Mycotoxins of *Alternaria alternata* produced on ceiling tiles. J. Ind. Microbiol. 20: 53-54.

Samson, R. A., E. S. Hoekstra, J. C. Frisvad & D. Filtenborg. 1995. Introduction to food borne fungi. 4th. ed. Central Bureau Voor Schimelcultures. Baarn. 322 pp.

Sanchis, V., A. Sanclementele, J. Usall & J. Vinas. 1993. Incidence of mycotoxigenic *Alternaria alternata* and *A. flavus* in barley. J. Fd. Prot. 56(36): 246-248.

Shresthra, G., A. P. Sharma, S. Geeta & S. Achyut. 1996. A preliminary study of allergens produced by *Alternaria* sp. and *Aspergillus fumigatus*. Ind. J. Allergy Appl. Immunol. 10(1): 5-9.

Sulaiman, E. D. & S. S. Hussain. 1984. Pathogenicity and effect on germination caused by *Aspergillus* and *Penicillium* species on wheat, rice, barley and corn. Pak. J. Sc. Ind. Res. 27(6): 359-362.

Steyn, P. S. & M. A. Stander. 1999. Mycotoxins as causal factors of diseases in human. J. Toxicol. Toxin. Rev. 18: 229-243.

Zureik, M., C. Neulck, B. Leynnart, R. Liard, J. Bausquet & F. Neukirah. 2002. Sanitization to airborne mould and severity of asthma: Cross sectional study from European Community respiratory health survey. Brit. Med. J. 325: 411.

Recibido en junio de 2005.

Aceptado en junio de 2006.

Acta Botanica Mexicana 77: 41-67 (2006)

ESTRUCTURA Y COMPOSICIÓN FLORÍSTICA DE LAS SABANAS DE LA REGIÓN DE NIZANDA, ISTMO DE TEHUANTEPEC (OAXACA), MÉXICO

Liliana I. López-Olmedo, Eduardo A. Pérez-García y Jorge A. Meave

Universidad Nacional Autónoma de México, Facultad de Ciencias
Departamento de Ecología y Recursos Naturales, Circuito Exterior s/n
Ciudad Universitaria, 04510 México, D.F.
lilianaitze@gmail.com, eapg@fciencias.unam.mx, jamdc@fciencias.unam.mx

RESUMEN

El conocimiento sobre la vegetación de sabana en México es aún incipiente y está marcado por un debate sobre el origen primario o antropogénico de estas comunidades. En este estudio se caracterizó la estructura y la composición florística de las sabanas de la región de Nizanda (Oaxaca, México) a partir de un muestreo realizado en 20 sitios de 15 m^2 cada uno (300 m^2 en total). Se encontraron 135 morfoespecies (86 determinadas a nivel de especie) distribuidas en 29 familias y 68 géneros. Las familias Leguminosae, Poaceae y Asteraceae tuvieron la mayor riqueza taxonómica. La cobertura fue de 200.7 m^2, de la cual 69% correspondió a gramíneas y ciperáceas. A pesar de la clara dominancia estructural de *Trachypogon spicatus* (índice de Berger-Parker = 0.82), la comunidad tuvo una diversidad relativamente alta (índice de Shannon $\log_2$ = 3.64). En el espectro biológico prevalecieron las camefitas y hemicriptofitas. Si bien en la región existen áreas considerables de vegetación secundaria, la virtual ausencia de elementos exóticos en las sabanas, junto con la presencia de especies endémicas y la identidad de la planta dominante son fuertes indicios de la naturaleza primaria de esta comunidad vegetal.

Palabras clave: Chivela, estructura de la vegetación, florística, México, Nizanda, Oaxaca, pastizal, sabana, *Trachypogon spicatus*.

ABSTRACT

Current knowledge about savanna vegetation in Mexico is still incomplete, and it is dominated by an ongoing debate over their natural *versus* anthropogenic origin. In this paper we provide a detailed structural and floristic description of the savannas of the Nizanda

region (Oaxaca, S Mexico). Vegetation was sampled in 20 sites of 15 m^2 each (totaling 300 m^2). A total of 135 morphospecies were encountered, 86 of which could be determined to species level; they were distributed in 29 families and 68 genera. Leguminosae, Poaceae and Asteraceae were the families with the largest taxonomic richness. Total community cover was 200.7 m^2, of which 69% was accounted for by grasses and sedges. Despite a clear dominance of *Trachypogon spicatus* (Berger-Parker Index = 0.82), this community had a relatively large diversity ($\log_2$ Shannon Index = 3.64). Life form spectrum showed a dominance of chamaephytes and hemicryptophytes, indicating a harsh environment. Notwithstanding the widespread occurrence of secondary vegetation and ruderal species in the region, the virtual lack of exotic species in these savannas, together with the presence of some endemics and the identity of the dominant species, strongly support the primary nature of this plant community.

Key words: Chivela, floristics, grassland, Mexico, Nizanda, Oaxaca, savanna, *Trachypogon spicatus,* vegetation structure.

INTRODUCCIÓN

Beard (1953) definió a las sabanas neotropicales como aquellas comunidades tropicales donde existe un estrato continuo dominado por hierbas más o menos xeromórficas (Poaceae y Cyperaceae, principalmente), con arbustos esparcidos, árboles o algunas veces palmas. Incluso con una definición tan completa como ésta, existe la dificultad para identificar las características que son representativas y únicas de dicho tipo de vegetación, sobre todo cuando no resulta fácil distinguirlas de las comunidades secundarias dominadas por pastos (Sarmiento y Monasterio, 1975; Sarmiento, 1983).

Los primeros registros de la existencia de sabanas en el mundo son muy anteriores a la aparición de los seres humanos (Flenley, 1979; van der Hammen, 1983). Esto proporciona uno de los mejores argumentos para suponer que las sabanas conforman un tipo de vegetación básicamente natural y no de origen antrópico, aunque actualmente su extensión sea atribuible, en cierta medida, a las actividades humanas (van der Hammen, 1983). Se considera entonces que las sabanas son de origen natural, denominadas también como primarias, pero también se reconoce la existencia de comunidades parecidas de origen antrópico, llamadas estas últimas sabanas secundarias (Richards, 1996) o pseudo-sabanas (Gómez-Pompa, 1965).

Dos preguntas fundamentales sobre la ecología de las sabanas son: por qué éstas se presentan en ciertas regiones y en otras no, y por qué las formaciones arbóreas cerradas no avanzan sobre estas comunidades (Lüttge, 1997). Aunque no hay una

hipótesis general aceptada para explicar estos hechos, existen varias posibilidades que podrían responder dichos cuestionamientos. Una de las explicaciones más ampliamente aceptadas sobre la estabilidad de las sabanas en el trópico americano es que se encuentran en áreas con suelos extremadamente oligotróficos, por lo que no pueden sostener ninguna comunidad arbórea continua (Sarmiento, 1983; Kellman, 1989; Medina y Silva, 1991; Lüttge, 1997). Al respecto, Kellman (1984) propuso la hipótesis de que existen relaciones sinérgicas entre el fuego y la baja fertilidad del suelo en algunas sabanas neotropicales. Con base en sus estudios realizados en las sabanas de Belice (América Central), postuló que la vegetación en suelos infértiles es inherentemente más propensa al fuego que la de suelos más fértiles.

En México, a pesar de ser un componente importante de la vegetación en diversas regiones, las sabanas no han sido ampliamente estudiadas. Algunos autores sostienen que su origen es de carácter antropogénico (Miranda, 1952; Sarukhán, 1968; Puig, 1972; Reyes y Zamora, 1973; Gómez-Pompa, 1978; Leopold, 1990). En contraste, Miranda (1958) sugirió que en algunos casos las sabanas tienen un origen primario, como en la Península de Yucatán, donde los suelos que sustentan las sabanas son la etapa final de un proceso de emersión dinámica o eustática de terrenos pantanosos o lacustres que se fueron erosionando, formando planicies con suelos deficientes en drenaje.

Las sabanas más prominentes se encuentran en el sureste del país, en Tabasco, Chiapas y Veracruz, así como en la región de Los Chenes en Campeche y Yucatán (Miranda y Hernández-X., 1963; Rzedowski, 1978; Flores y Espejel, 1994). Las condiciones en que se encuentra esta comunidad vegetal en el sureste de México son muy semejantes a las descritas en Centroamérica, las Antillas y el norte de Sudamérica (Rzedowski, 1978).

Otras regiones con extensiones significativas de sabanas se presentan en la franja costera del Pacífico sur de Oaxaca y del sureste de Guerrero. A diferencia de las sabanas de la planicie costera del Golfo de México, éstas se desarrollan sobre laderas de cerros, con pendientes a veces bastante pronunciadas y con suelos que no son de drenaje lento, por lo que Rzedowski (1978) las agrupó bajo el término “vegetación sabanoide”. Ejemplos de estas comunidades se presentan, de manera discontinua, en la región del Istmo de Tehuantepec. Tal es el caso de las sabanas localizadas en la región de Nizanda (Oaxaca), para las que Pérez-García et al. (2001) citan algunas especies que se presentan exclusivamente en este tipo de vegetación.

En México las sabanas están pobremente representadas en términos de área, a una escala nacional; por lo tanto, los principales estudios sobre el tema realizados en el país no han profundizado en el conocimiento de las mismas. Tomando en cuenta

que los estudios detallados de las sabanas en México han sido escasos (e.g. Puig, 1972; Reyes y Zamora, 1973) y con el fin de contribuir al conocimiento de este tipo de vegetación, en el presente trabajo se ofrece una caracterización de las sabanas de la región de Nizanda en términos florísticos y estructurales.

ZONA DE ESTUDIO

Las comunidades de estudio están ubicadas en el Istmo de Tehuantepec, en los alrededores de los poblados de Nizanda y Chivela (Fig. 1). Aunque los dos pertenecen al municipio de Asunción Ixtaltepec, una porción de la región de trabajo se ubica en el de Ciudad Ixtepec, ambos del Distrito de Juchitán (Oaxaca). Esta comarca es parte de la vertiente pacífica del Istmo de Tehuantepec y se localiza donde inician las serranías del mencionado istmo, mientras que al sur de la región de estudio se encuentra la Planicie Costera de Tehuantepec (Fig. 1).

En la carta de efectos climáticos correspondiente a la estación de lluvias (Anónimo, 1985a), el área estudiada se ubica entre las isoyetas de 800 y 1,200 mm, mientras que en la época de secas, de acuerdo con la carta de efectos climáticos (Anónimo, 1985b), se encuentra entre las isoyetas de 50 y 150 mm de precipitación. Además de la estacionalidad tan pronunciada, los fuertes vientos que generalmente soplan en la región son particularmente notorios en las sabanas por estar ubicadas en las partes altas de los lomeríos.

En la región predominan rocas del Mesozoico, particularmente filitas y calizas (Anónimo, 1981). En cuanto a los suelos, se pueden encontrar Litosoles, Feozems háplicos y Regosoles eútricos (Anónimo, 1981). Los lomeríos de filitas tienen alturas que van desde 130 hasta 300 m (con pendientes de 8-35°) y son característicos de la zona de estudio junto con una serie de afloramientos de roca caliza (Pérez-García et al., 2001). Las sabanas se encuentran en las cimas y laderas altas de estos lomeríos, donde el suelo es muy somero, muchas veces con el material parental expuesto.

Pérez-García et al. (2001) describieron para la región de Nizanda los siguientes tipos de vegetación, ordenados del más al menos extenso: selva baja caducifolia, sabana (11% de la zona; Colín-García, 2003), matorral espinoso, matorral xerófilo, bosque de galería, selva mediana subcaducifolia y subperennifolia, vegetación acuática y subacuática; además de vegetación secundaria y agrosistemas. Dichos autores mencionan que aparte de la selva baja caducifolia, solamente la sabana forma grandes manchones, y que las transiciones entre los manchones de sabana y su

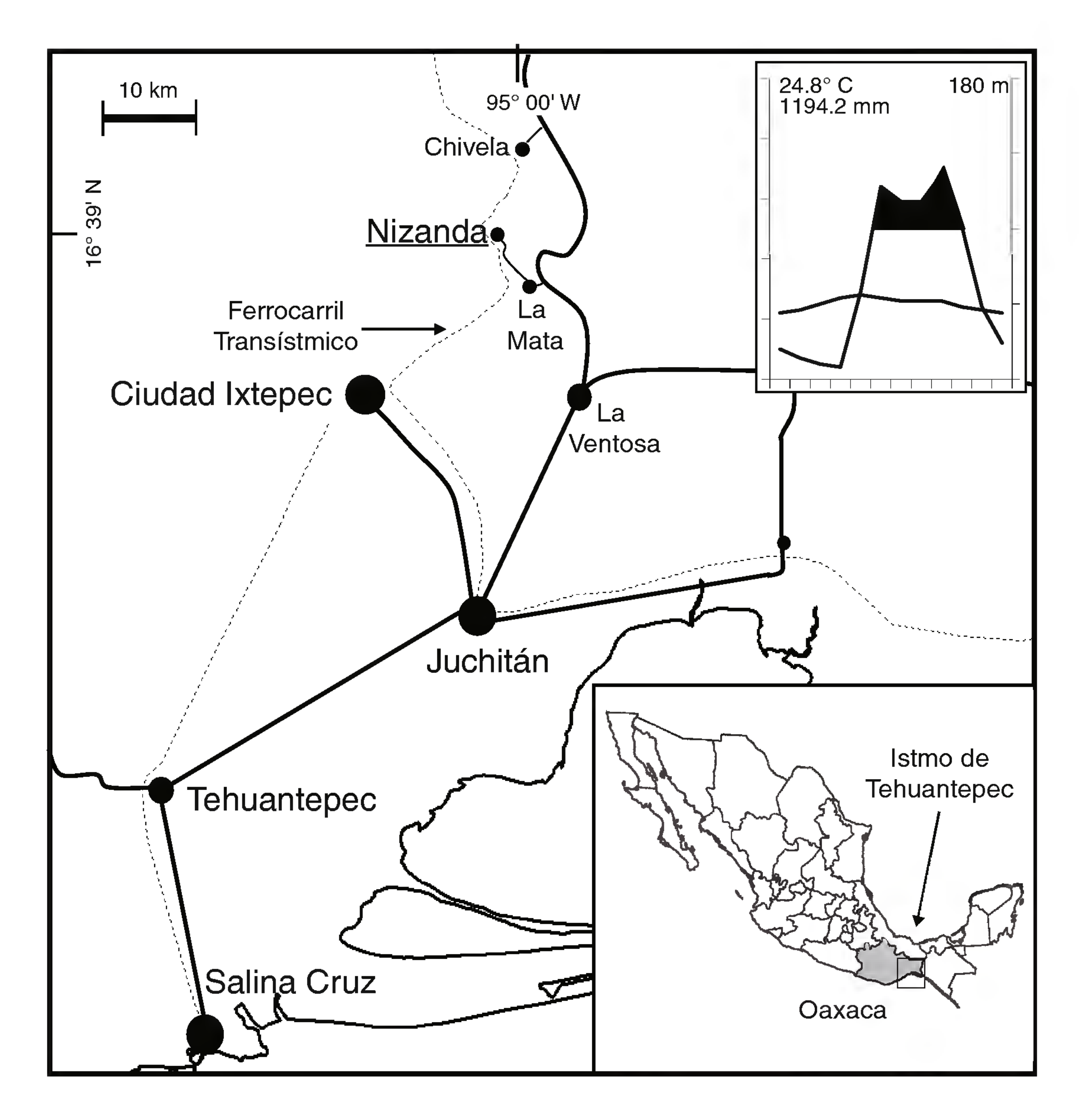


Fig. 1. Ubicación de la zona de estudio. El diagrama ombrotérmico corresponde a los datos de la estación meteorológica de Chivela.

vegetación circundante, en particular con la selva baja caducifolia, son generalmente abruptas y no han modificado sus bordes desde hace por lo menos 40 años.

De acuerdo con el estudio florístico hecho por Pérez-García et al. (2001), en las sabanas de Nizanda dominan las familias Poaceae (26 especies), Cyperaceae (11), Asteraceae (15) y Fabaceae (25). Estos autores encontraron que en el mosaico vegetacional de la región varias especies se presentan exclusivamente en las sabanas, destacando en dicho grupo todas las del género *Polygala*.

MÉTODOS

En la zona de estudio existen áreas de sabana de diversos tamaños y formas, mismas que pueden ordenarse de manera arbitraria, en conjuntos de acuerdo con su

distribución y cercanía entre sí. Meave y Pérez-García (2000) distinguieron a partir de la ubicación del poblado de Nizanda tres áreas de sabanas: (1) las ubicadas al norte, en las faldas del cerro Naranjo, denominadas en este trabajo con las letras N_B, junto con otros dos grupos de sabanas aisladas situadas cercanas a las faldas de dicho cerro, denominadas N_C y N_D; (2) las que se encuentran al sur, en las inmediaciones de la vía del ferrocarril transístmico (S_F), y (3) las sabanas pequeñas del sureste, rodeadas por matorral espinoso (S_E). En este estudio se incluyó adicionalmente un conjunto de sabanas, localizadas más al norte, en los terrenos de Chivela (N_A).

Con base en las diferentes extensiones de estos manchones, se tomaron muestras en dos puntos en las sabanas rodeadas por matorral espinoso, dos más en las cercanas a las vías del tren, tres en las de Chivela, y el resto (13) en las ubicadas en las faldas del cerro Naranjo, lo que dio un total de 20 unidades de muestreo.

Las unidades fueron definidas como áreas de 15 m^2 repartidas en 15 parcelas de 1 m^2 cada una. Estas últimas se distribuyeron a intervalos de 5 m a lo largo de tres líneas paralelas, separadas a su vez por una distancia de 5 m. En todas las parcelas se midió la cobertura de cada planta enraizada en su interior, a excepción de la de los pastos y de las ciperáceas (hierbas graminoides), la cual fue evaluada mediante estimaciones porcentuales. Además, tanto para las plantas individuales como para las coloniales se registraron sus alturas (López-Olmedo, 2001).

Se siguió la nomenclatura de la vegetación y la flora utilizada por Pérez-García et al. (2001) para la región de Nizanda.

Con el fin de obtener un espectro biológico, a cada especie se le asignó una forma de vida de acuerdo con la clasificación de Raunkiaer (Mueller-Dombois y Ellenberg, 1974). Para tal fin se utilizaron tanto observaciones de campo como datos incluidos en descripciones botánicas.

La cobertura (A) se estimó a partir de los diámetros (d_1 y d_2) registrados para cada planta, aplicando la fórmula del área de una elipse. Se calcularon valores de importancia relativa (VIR) para todas las especies o morfoespecies en cada sitio utilizando la siguiente fórmula:

$$VIR = Cr + Fr$$

donde Cr representa la cobertura relativa y Fr representa la frecuencia de la especie. La cobertura y frecuencia relativas se calcularon como:

$$Fr = f/f_t$$

$$Cr = c/c_t$$

donde f = frecuencia de la especie, f_t = máxima frecuencia de una especie, c = cobertura relativa de la especie, c_t = cobertura total de las especies.

Para el cálculo del valor de importancia no se tomó en cuenta la densidad relativa, ya que en las sabanas la mayoría de las plantas son clonales y no se pueden diferenciar los individuos. Por la misma razón, para obtener el índice de diversidad de Shannon y el de dominancia de Berger-Parker, se utilizaron los valores de cobertura total de las especies en las unidades de muestreo. Se usaron las siguientes fórmulas:

$$\text{Índice de Shannon} = -\,\Sigma(ci/C)\,\log_2(ci/C)$$

$$\text{Índice de Berger-Parker} = ci_{máx}/C$$

donde: ci = cobertura de la i^{ava} especie, C = cobertura total de todas las especies, y $ci_{máx}$ = cobertura de la especie con el máximo valor para esta variable.

Se realizó una clasificación numérica de los sitios utilizando datos binarios de presencia-ausencia de las especies, mediante el método de Ward (van Tongeren, 1995), utilizando como medida de diferencia a las distancias euclidianas. Lo anterior se llevó a cabo con la finalidad de averiguar si existían grupos delimitados por su composición florística y, de ser así, si tales grupos coincidían con los distinguidos inicialmente de acuerdo con su localización geográfica.

RESULTADOS

Composición florística y espectro biológico

En los 20 sitios de muestreo se encontraron 135 morfoespecies. De éstas, 86 (64%) fueron determinadas hasta el nivel de especie, 10 más (7%) hasta género y otras 23 (17%) hasta el nivel de familia. En total, las determinaciones incluyen 86 especies, 68 géneros y 29 familias. Sólo 15 morfoespecies (11%) no fueron determinadas a ningún nivel taxonómico y por lo tanto quedaron clasificadas como especies desconocidas (Apéndice).

Las familias mejor representadas, tanto por el número de géneros como por el de especies, fueron Leguminosae (16 géneros y 32 especies), Poaceae (13 y 19)

y Asteraceae (8 y 9). En cuanto a la riqueza de especies por género, sobresalieron *Polygala*, por contener cinco (este número podría ascender a ocho si se incluyeran las morfoespecies), y *Bulbostylis*, que tiene cuatro. En contraste, 15 familias, las cuales constituyen casi la mitad de las registradas en el muestreo, tuvieron un solo representante (Fig. 2).

Del total de especies encontradas, sólo a 105 (78.5%) se les pudo asignar una forma de vida (Apéndice). La forma camefita fue la predominante (56 especies), y le siguieron hemicriptofita (23), fanerofita (12) y terofita (9); mientras que la forma geofita, con sólo cuatro especies, tuvo la representación más marginal (Fig. 3). Las hemicriptofitas correspondieron principalmente a gramíneas, mientras que entre las fanerofitas destacaron las pocas especies arbóreas y arbustivas. Las geofitas incluyeron plantas pertenecientes a las familias Amaryllidaceae, Iridaceae, Asclepiadaceae y Orchidaceae, y entre las terofitas se concentraron hierbas pequeñas de los géneros *Polygala* y *Schizachyrium* (Apéndice). Tomando en cuenta una clasificación más desglosada para la forma de vida camefita, se encontraron cuatro subtipos. Al de las hierbas cespitosas correspondió el mayor número de especies (27, por ejemplo *Diodia teres*), seguido por el subtipo sufrútice cespitoso (16, e.g. *Zornia megistocarpa*), el subtipo hierba rastrera (7, e.g. *Galactia argentea*) y el subtipo suculenta (con tallo suculento), este último con un único representante (*Melocactus ruestii*). Sólo cinco especies camefitas no pudieron ser asignadas a ningún subtipo.

Riqueza y diversidad

De acuerdo con el índice de Shannon ($\log_2$), la diversidad de toda la comunidad de sabana muestreada tuvo un valor general de 3.64 (Cuadro 1). No obstante, analizando los sitios por separado, los valores que toma el índice varían considerablemente. El sitio N_{A2} fue el más rico, con 54 especies, cifra que representa más que el doble de la riqueza del sitio más pobre (N_{D9} con 21 especies) y equivale a 40% de todas las especies que aparecieron en el muestreo. Además, el valor del índice de Shannon (3.86) hace de éste el sitio más diverso, debido a que tal cifra incluso superó a la obtenida para toda la comunidad. En el otro extremo, la menor riqueza del sitio N_{D9} no coincidió con la diversidad más baja, ya que para este lugar se calculó un valor de diversidad de 2.03, el cual fue más alto que el obtenido para el sitio N_{C15} (1.34), en el que aparecieron 30 especies.

El índice de Berger-Parker mostró que las sabanas de Nizanda tienen una fuerte dominancia a nivel local, ya que en 15 sitios de muestreo la especie con mayor cobertura tuvo 50% o más de la cobertura total. Solamente los sitios S_{E1}, N_{A2}, N_{B3} y

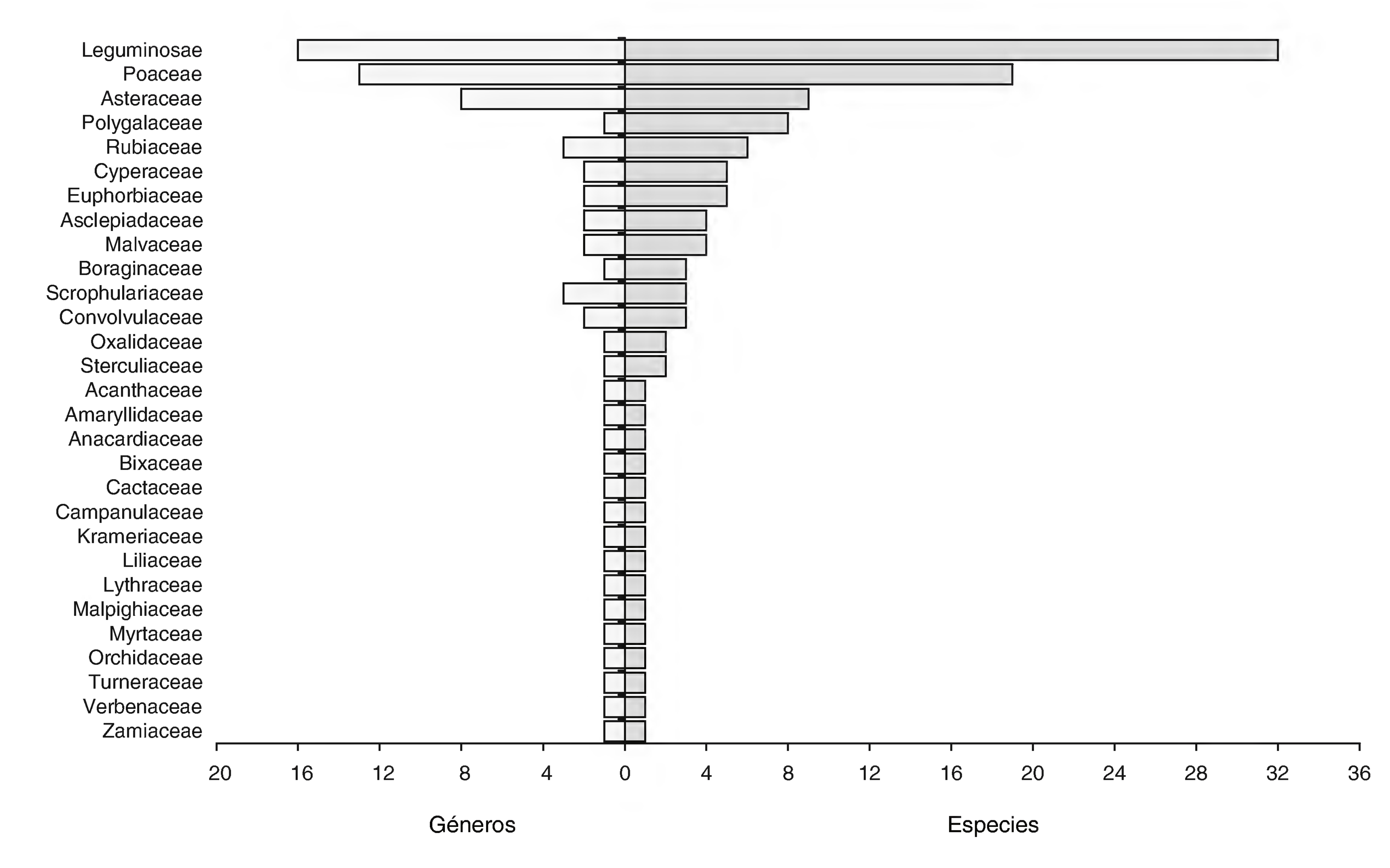


Fig. 2. Número de géneros y especies por familia en los 20 sitios muestreados en la región de Nizanda. No se incluyen las especies que no pudieron ser asignadas a alguna familia.

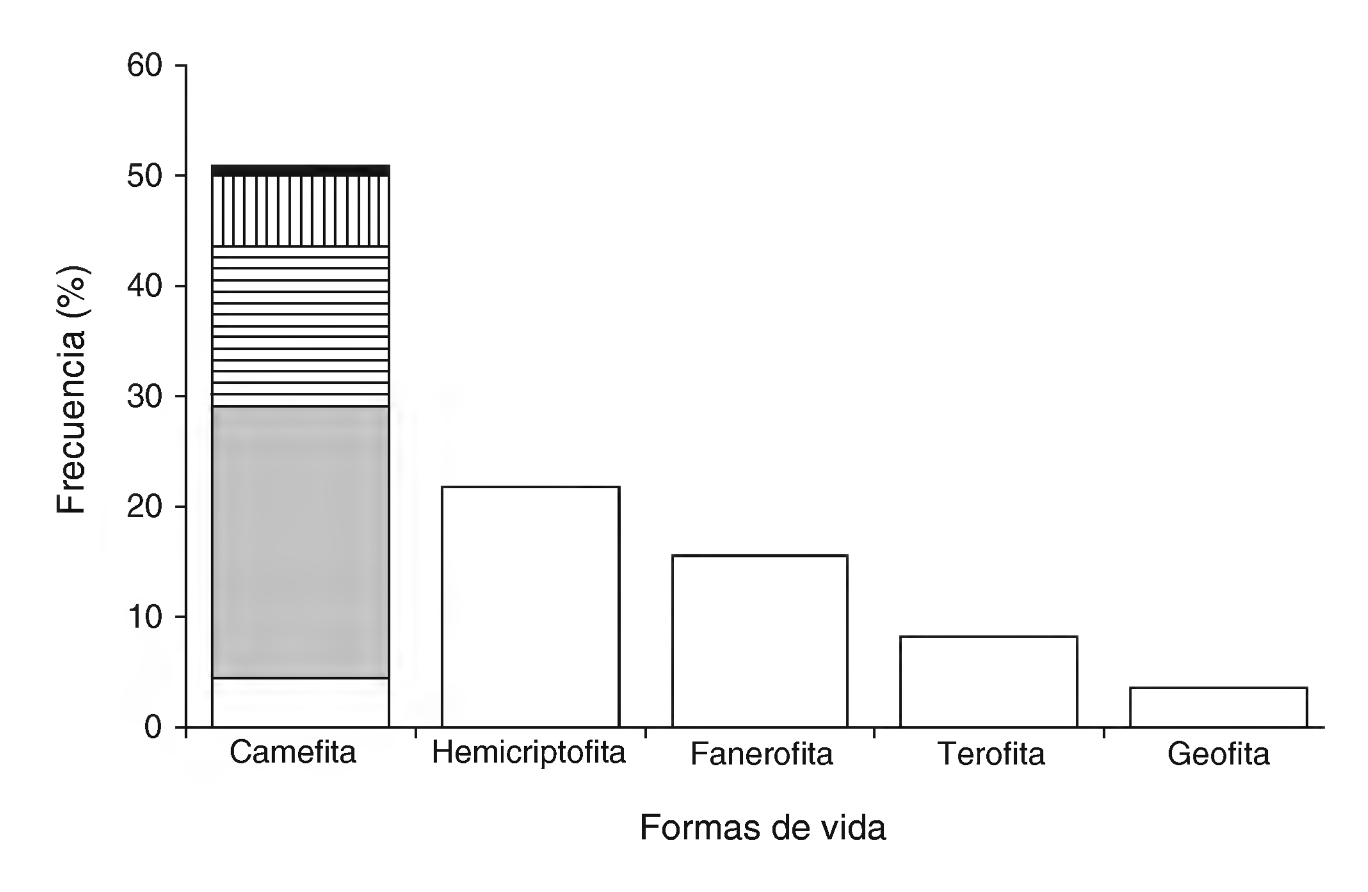


Fig. 3. Espectro biológico de formas de vida. La columna de camefitas está subdividida en los siguientes grupos: hierba cespitosa (gris); sufrútice cespitoso (líneas horizontales); hierba rastrera (líneas verticales); planta suculenta (negro). El segmento en blanco corresponde a las especies que no pudieron ser asignadas a ningún subtipo.

S_{F6} presentaron valores < 0.40 para este índice y el más alto (0.82) correspondió a un sitio dominado por *Trachypogon spicatus* (Cuadro 1).

Estructura horizontal y vertical de la vegetación

En los 300 m^2 muestreados se registraron 200.7 m^2 de cobertura vegetal, lo que equivale a alrededor de dos tercios de dicha superficie. Entre los 20 sitios de muestreo el valor máximo fue de 17.2 m^2 y el mínimo de 6.37 m^2, es decir, el porcentaje de cobertura vegetal varió entre 114.8% y 42.5%. En general, dentro de cada unidad de muestreo no hubo mucha variación en la cobertura entre las parcelas de 1 m^2, lo cual se ve reflejado en los valores bajos de desviación estándar en todos los sitios (Cuadro 1).

Un porcentaje alto (69.5%) de la cobertura vegetal total correspondió a las gramíneas y ciperáceas, grupo denominado en conjunto como hierbas graminoides. No obstante, este número varió individualmente entre 58.4% y 85.6% (Cuadro 1).

Menos de 10% de las plantas no clonales (7,570 individuos) tuvieron una cobertura mayor de 0.016 m^2, y 59.9% de ellas presentaron una cobertura ≤ 0.002 m^2

Cuadro 1. Riqueza específica (S) total y promedio por parcela de 1 m^2, índice de diversidad de Shannon (I_S) y de dominancia de Berger-Parker (I_{B-P}) por sitio, cobertura (Cob.) total por parcela de 1 m^2 y cobertura relativa de las hierbas graminoides por sitio de muestreo (15 m^2), en las sabanas de la región de Nizanda. En el último renglón se muestran valores globales promedio por sitio, excepto los marcados con un asterisco (*) que son valores totales para todo el conjunto de sitios.

Sitio	S	S promedio/m^2 (± D.E.)	I_S	I_{B-P}	Cob. promedio (± D.E.)/parcela (m^2)	Cob. relativa de hierbas graminoides (%)
S_{E1}	26	8.73 ± 2.28	2.59	0.34	0.67 ± 0.080	65.08
N_{A2}	54	15.07 ± 2.57	3.86	0.30	0.82 ± 0.078	62.96
N_{B3}	31	13.27 ± 2.56	3.09	0.37	0.67 ± 0.065	72.85
N_{B4}	35	14.26 ± 2.73	2.26	0.62	0.49 ± 0.055	76.90
S_{F5}	43	10.93 ± 2.34	2.78	0.53	1.15 ± 0.137	58.41
S_{F6}	43	9.60 ± 2.84	3.27	0.32	0.83 ± 0.098	58.96
N_{B7}	35	15.20 ± 1.89	2.79	0.48	0.47 ± 0.045	68.92
S_{E8}	45	13.00 ± 2.26	2.39	0.61	0.74 ± 0.072	62.32
N_{D9}	21	5.53 ± 2.09	2.03	0.63	0.91 ± 0.222	63.48
N_{A10}	39	10.40 ± 2.77	2.28	0.62	0.60 ± 0.091	82.69
N_{A11}	43	9.73 ± 2.31	1.80	0.71	1.04 ± 0.201	74.26
N_{B12}	33	11.33 ± 1.48	2.58	0.57	0.76 ± 0.102	71.35
N_{B13}	36	11.07 ± 2.68	2.83	0.50	0.66 ± 0.089	61.02
N_{B14}	29	13.27 ± 1.27	2.20	0.65	0.42 ± 0.055	76.30
N_{C15}	30	8.00 ± 3.22	1.34	0.82	0.58 ± 0.138	85.58
N_{C16}	33	10.40 ± 2.02	1.78	0.67	0.45 ± 0.060	74.15
N_{B17}	28	12.07 ± 1.75	2.34	0.52	0.41 ± 0.044	81.03
N_{B18}	26	12.27 ± 2.01	1.97	0.67	0.50 ± 0.062	79.50
N_{C19}	26	8.40 ± 2.06	1.66	0.73	0.59 ± 0.121	71.50
N_{C20}	37	10.47 ± 2.87	1.97	0.70	0.59 ± 0.103	71.84
Promedio (± D.E.)	34.75 ± 8.04	11.15 ± 3.34	3.64*	0.48*	0.66 ± 0.204	69.52*

(Fig. 4). Los valores más altos entre las hierbas graminoides correspondieron a *Trachypogon spicatus* y *Bouteloua chondrosioides*, ambas con promedios cercanos a 5 m² (Fig. 5A). La cobertura promedio del resto de las especies fue menor de 1 m²; entre éstas, las que tuvieron una variación mayor fueron *Digitaria hitchcockii*, *Bouteloua repens* y *Paspalum pectinatum*.

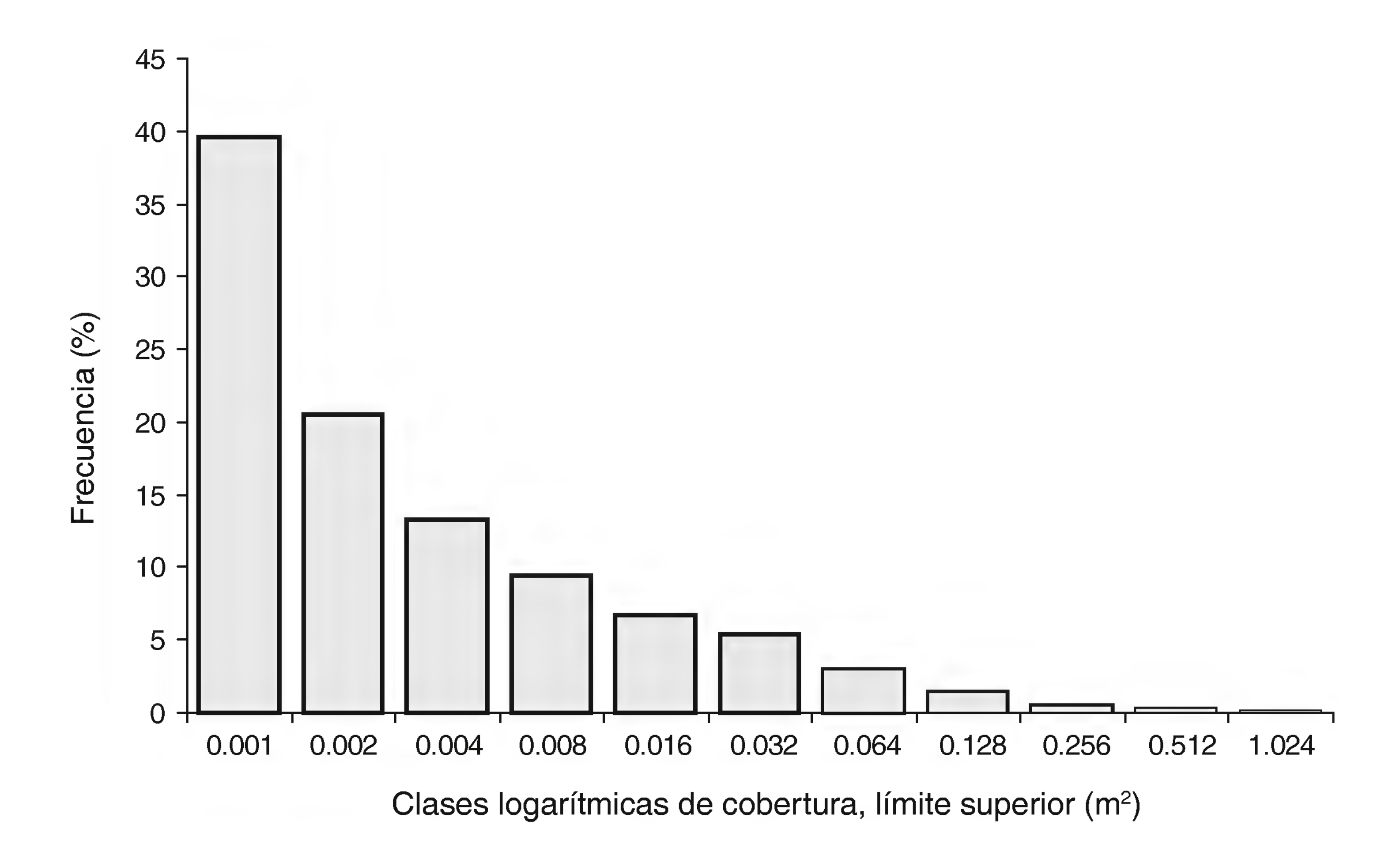


Fig. 4. Distribución de frecuencias de clases logarítmicas de cobertura de las 7,570 plantas no clonales encontradas en los 20 sitios de muestreo.

La altura general de la vegetación fue de cerca de 35 cm, que corresponde a la talla de la especie con mayor cobertura (*Trachypogon spicatus*). No obstante, la distribución de frecuencias de clases de altura (Fig. 6) muestra que más de la mitad de los individuos (51.8%) se ubican entre 2.1 y 8.0 cm. Menos de 16% de los individuos midieron >16.1 cm, y sólo uno alcanzó la altura máxima de 117 cm.

Trachypogon spicatus y *Andropogon cirratus* fueron las hierbas graminoides más altas, cuyas alturas promedio sobrepasan 30 cm (Fig. 5B), mientras que las especies de este grupo con los valores medios más bajos fueron *Paspalum pectinatum*, *Bulbostylis capillaris*, *Bouteloua curtipendula*, Poaceae sp. 02 y *Bouteloua chondrosioides*, todas ellas con una altura media < 10 cm.

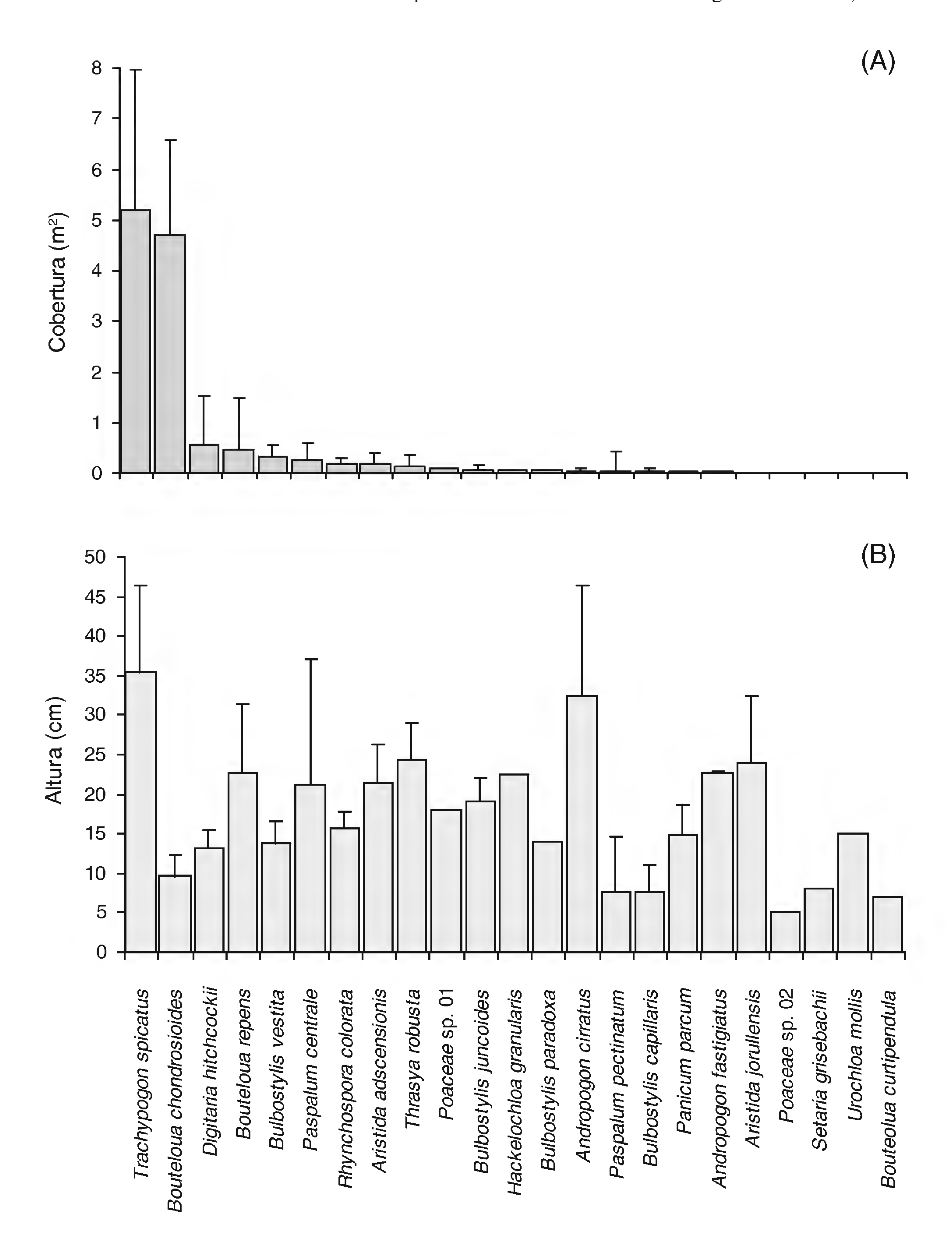


Fig. 5. (A) Cobertura promedio (+ D.E.) de las hierbas graminoides por sitio de muestreo. (B) Altura promedio de las hierbas graminoides en los 20 sitios de muestreo.

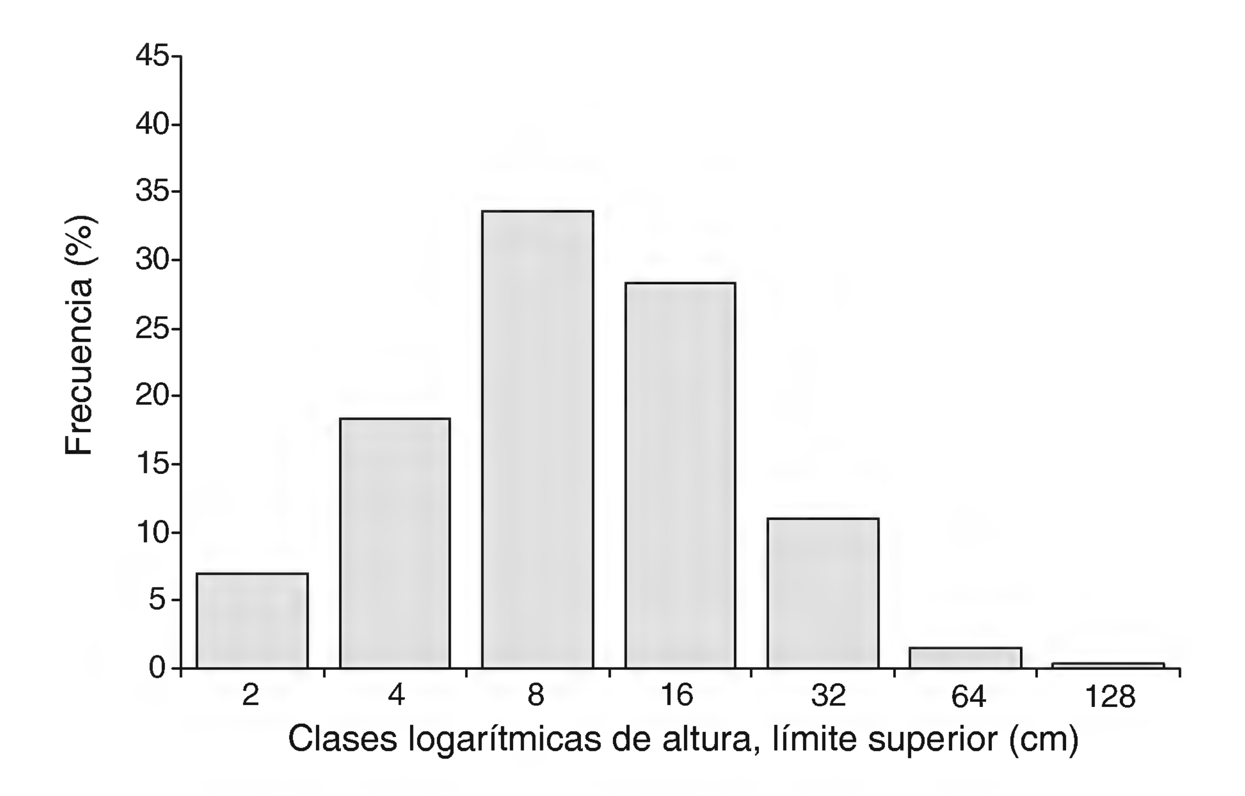


Fig. 6. Distribución de frecuencias de clases logarítmicas de altura de todos los individuos de los 20 sitios de muestreo.

Valores de importancia relativa

Trachypogon spicatus tuvo el VIR más grande (146.2), debido a que presentó la mayor cobertura relativa (Fig. 7). Para el resto de las especies el VIR estuvo dado principalmente por la frecuencia relativa y sólo en algunas como *Turnera diffusa*, *Chamaechrista hispidula*, *Calea urticifolia*, *Bouteloua repens* y *Bulbostylis vestita* la cobertura relativa contribuyó de manera considerable a su VIR. En 18 sitios, *Trachypogon spicatus* tuvo el VIR más alto, mientras que en los dos sitios restantes la primera posición correspondió a *Turnera diffusa* y *Bouteloua chondrosioides*.

Clasificación de los sitios

En el dendrograma basado en los datos de presencia-ausencia de las especies se distinguen dos grandes grupos en un nivel de distancia euclidiana de 10 (Fig. 8). El primero se encuentra conformado por los sitios S_{E1}, S_{F5}, S_{F6}, N_{A11}, N_{A2} y S_{E8}, y en él se incluyen a todas las unidades de muestreo localizadas en la parte sur de Nizanda (designadas con las letras S_E y S_F), así como dos de las cercanas al poblado de Chivela (N_A). El segundo conjunto contiene al resto de las unidades de muestreo, todas situadas al norte de Nizanda, e integra a las que se ubicaron en las faldas del cerro Naranjo (N_B), en los manchones aislados (N_C) y en Chivela (N_A).

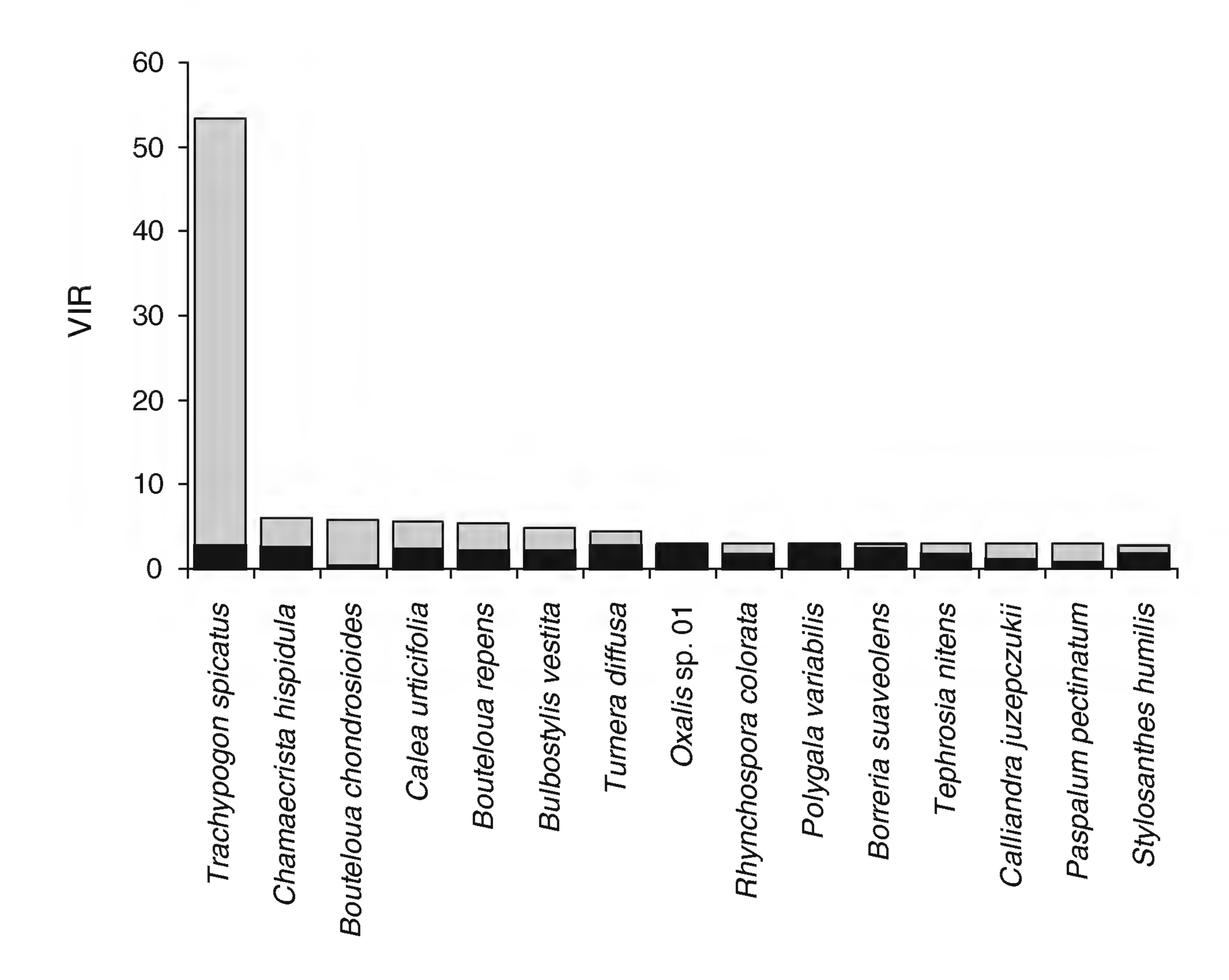


Fig. 7. Las 15 especies con Valores de Importancia Relativa (VIR) más altos de todos los sitios de las sabanas de Nizanda. El segmento negro corresponde a la frecuencia relativa y el gris a la cobertura relativa.

DISCUSIÓN

Riqueza y composición florística

La lista de plantas de los 20 sitios incluye 135 morfoespecies, lo que representa 75% del total de especies registradas para las sabanas en el inventario florístico regional (Pérez-García et al., 2005). El conjunto está conformado por una variada gama de taxa con diferentes amplitudes de distribución en la región. Un grupo reducido que incluye a *Turnera diffusa*, *Setaria grisebachii* y *Waltheria indica*, también se presenta en otros tipos de vegetación. Asimismo, llegaron a encontrarse de forma esporádica individuos juveniles de árboles o arbustos propios de comunidades aledañas, como *Cochlospermum vitifolium*, las cuales no parecen ser capaces de llegar al estado adulto en las sabanas. Por el contrario, existe una proporción mucho más grande de especies totalmente circunscritas a las sabanas.

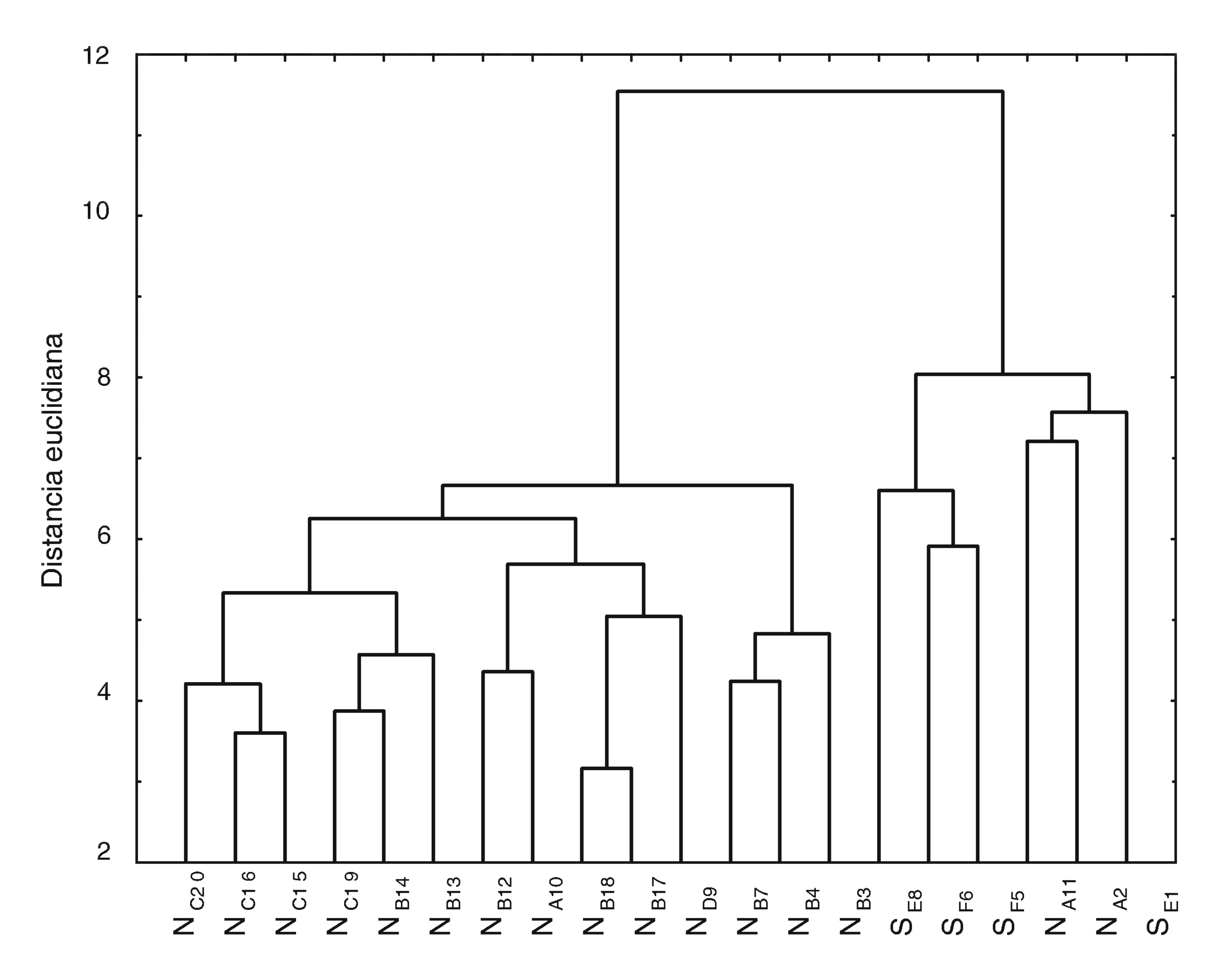


Fig. 8. Clasificación de los 20 sitios de muestreo basada en datos de presencia/ausencia de las especies, obtenida con el método de Ward con distancias euclidianas.

Respecto a la distribución de las especies exclusivas de las sabanas, éstas presentaron patrones espaciales muy variados en el sistema estudiado. La mayoría de ellas mostraron distribuciones más o menos restringidas; sólo 11% de las especies tuvieron una frecuencia ≥ 70% (Apéndice), entre las que destacan *Trachypogon spicatus* y *Oxalis* sp. 01. En contraste, plantas como *Melocactus ruestii*, *Waltheria indica*, *Bouteloua chondrosioides*, *Pseudosmodingium multifolium*, *Melampodium sericeum*, *Metastelma lanceolatum* y *M. multiflorum* sólo aparecieron en las sabanas del sur. Esta distribución limitada es congruente con la información derivada del inventario florístico global de la región, ya que otras especies como *Cheiloplecton rigidum* (Sw.) Fée (Pteridaceae), *Amphipterygium adstringens* (Schltdl.) Standl. (Julianiaceae) y *Bursera bicolor* (Willd. ex Schltdl.) Engl. (Burseraceae), que no aparecieron en el muestreo, sólo han sido recolectadas en esa área.

De la misma manera, en las sabanas ubicadas al norte de Nizanda fueron registradas de forma exclusiva otras especies, destacando las particularmente

abundantes *Calliandra juzepczukii*, *Polygala variabilis*, *Eriosema crinitum*, *Bulbostylis juncoides*, además de *Polygala leptocaulis*, *Bulbostylis paradoxa*, *Habenaria trifida*, *Zamia loddigesii* y *Croton repens*. De nuevo, este patrón se confirma por la presencia de plantas como *Bletia coccinea* La Llave et Lex., *Sacoila lanceolata* (Aubl.) Garay (Orchidaceae) y *Manfreda pubescens* (Regel et Ortgies) Verh.-Will. ex Piña (Agavaceae), recolectadas en esas comunidades independientemente del inventario realizado para este estudio.

La clasificación numérica de las unidades de muestreo coincidió en general con la diferenciación florística entre áreas del norte y del sur de las sabanas, ya que ambos conjuntos se unen sólo al llegar a valores muy altos de distancia euclidiana (i.e. similitud muy baja). Un resultado similar fue dado a conocer por Pérez-García et al. (2005) y Pérez-García y Meave (2006) para la misma región, obtenido a partir de un conjunto diferente de datos y con otra metodología. Los mencionados autores mostraron que la diferenciación norte-sur entre estas sabanas, la cual inclusive se mantiene al hacer el análisis para niveles taxonómicos superiores, puede ser de la misma magnitud que la detectada entre la selva baja caducifolia y el matorral espinoso.

Caracterización general de la fisonomía y estructura de las sabanas de estudio

El espectro de formas de vida obtenido para las sabanas estudiadas muestra la predominancia de las camefitas, pero señala también que el conjunto formado por las hemicriptofitas y las fanerofitas incluye muchas especies, mientras que las geofitas y las terofitas son un componente escaso. Las hemicriptofitas en su mayoría están representadas por gramíneas y las geofitas por hierbas de talla pequeña pertenecientes a diversas familias; se ha sugerido que estas especies son las que mejor resisten la herbivoría, pero sobre todo el fuego (Richards, 1996). A pesar de que la forma de vida terofita apareció en los sitios con una frecuencia alta, en realidad son pocas las especies que la presentan, lo que implica que la mayoría de las plantas de esta comunidad viven por periodos de más de un año. En general, el espectro biológico indica que se trata de una vegetación establecida en un ambiente con fuertes restricciones para el crecimiento de las plantas, posiblemente de modo particular las de tipo hídrico, ya que la gran proporción de camefitas, junto con las geofitas y las hemicriptofitas, sugiere que muchas protegen sus yemas de perennación de la desecación debajo de la cobertura de las hierbas graminoides.

El análisis estructural mostró que los valores de importancia en estas sabanas están dados principalmente por la cobertura. A diferencia de otras comunidades,

en las cuales la densidad ha sido un elemento útil para determinar la importancia relativa de las especies que las conforman, la gran abundancia de plantas clonales impidió la realización de un análisis de densidad y por lo tanto el uso de esta variable. A pesar de dicha limitación, es interesante que 49 de las 135 especies hayan estado representadas en el muestreo por un solo individuo, lo cual es un indicio de que las densidades de muchas de ellas parecen ser muy bajas y apunta hacia una fuerte prevalencia de unas pocas.

De acuerdo con los valores de importancia, *Trachypogon spicatus* es el componente predominante de las sabanas estudiadas debido principalmente a su gran cobertura. Por ello, ésta es precisamente la especie que conforma mayoritariamente la cubierta vegetal protectora de las plantas pequeñas. Por otro lado, entre las no clonales existen especies como *Turnera diffusa* y *Oxalis* sp. 01, las que a pesar de su escaso tamaño, se presentan con una frecuencia muy alta en los sitios, haciendo de ellas un componente constante en la composición del estrato bajo.

A pesar del predominio de *Trachypogon spicatus*, la variedad de alturas y coberturas encontradas muestra que las sabanas de Nizanda poseen una estructura relativamente compleja, no obstante que la mayoría de las plantas tienen tamaños muy reducidos en relación con la escala humana. Esta "condición miniatura" de la vegetación puede estar relacionada con la capacidad de las plantas para llegar a la madurez en un ambiente caracterizado por la escasez de nutrientes y de agua en el suelo, que son los dos factores principales en la determinación de las características morfológicas y fisiológicas de las plantas de las sabanas (Mistry, 2000).

Tipificación de las sabanas de Nizanda y comparación con otras regiones

La caracterización estructural de las sabanas de la región de Nizanda permite catalogarlas como sabanas abiertas, de acuerdo con la clasificación propuesta por Sarmiento (1983), debido principalmente a la casi total ausencia de cobertura del estrato arbóreo.

En Nizanda, las familias importantes en cuanto a número de especies fueron Leguminosae y Poaceae. Este resultado es consistente con observaciones realizadas en otras sabanas neotropicales por diversos autores (Rzedowski, 1978; Sarmiento, 1983; Richards 1996; Mostacedo y Killeen, 1997; Furley, 1999). En el mismo sentido, Rzedowski (1978), Sarmiento (1983) y Richards (1996) reconocen como familias de importancia subsecuente a aquellas que tienen representantes arbóreos típicos, como Malpighiaceae (representada por *Byrsonima crassifolia*) y Dilleniaceae (*Curatella americana*). Beard (1953) agrega como características a Asteraceae,

Convolvulaceae, Malvaceae, Polygalaceae y Melastomataceae. Todas estas familias están bien representadas en las sabanas aquí estudiadas, con la notable excepción de Dilleniaceae y Melastomataceae. La ausencia de Melastomataceae probablemente se deba a que sus especies son propias de ambientes más húmedos o de mayor altitud (Gentry, 1988). La tercera familia importante es Asteraceae, que es una de las mejor representadas en la región de Nizanda (Pérez-García et al., 2001).

La especie con mayor VIR en este estudio también alcanza los primeros valores en otras sabanas americanas. En la región de Los Llanos de Venezuela, *Trachypogon spicatus* (citado como *T. plumosus*) ocupa el tercer lugar en las sabanas definidas como naturales y el segundo en las antiguamente perturbadas (Lovera y Cuenca, 1998). Esta especie también es dominante en las sabanas de Guyana, Guayana Francesa, en la Gran Sabana de Venezuela (Beard, 1953) y en parte del cerrado de Bolivia (Mostacedo y Killeen, 1997).

Las sabanas de Nizanda: ¿antropogénicas o de origen natural?

En las sabanas de estudio, aun cuando existen sistemas aledaños de vegetación secundaria como los potreros, y a pesar de que el ganado en la búsqueda de alimento transita frecuentemente entre éstas y tales agostaderos, no se encontraron plantas introducidas como componentes importantes de la vegetación. La escasez de especies exóticas muestreadas, aunada a la presencia de elementos endémicos (*Zornia megistocarpa*, *Zamia loddigesii*), constituye un fuerte indicador de su origen natural. En algunas sabanas cubanas, la existencia de especies endémicas de palmas también ha sido interpretada como evidencia de su caracter primario (Huber, 1987). Por otro lado, a pesar de existir un cierto régimen de fuego, el número tan bajo de geofitas hace pensar que las sabanas de estudio no son de génesis reciente, ni que están sometidas, al menos en algunas porciones, a disturbios muy frecuentes e intensos. Otro indicio que apoya la idea del origen natural de las sabanas de Nizanda es el hecho de su gran semejanza, al menos a nivel estructural, con otras comunidades neotropicales no antropogénicas en las que *Trachypogon spicatus* también es importante o dominante.

CONCLUSIONES

Los resultados de este estudio permiten concluir que las sabanas de la región de Nizanda están básicamente conformadas por *Trachypogon spicatus*; que se trata

de sabanas abiertas con escasos elementos arbóreos y arbustivos; y que a pesar de la altura tan reducida de la vegetación en comparación con la escala humana, su estructura vertical es relativamente compleja, existiendo un verdadero estrato bajo conformado por un gran número de especies de plantas miniatura, muchas de ellas muy raras.

A pesar del fuerte predominio de *Trachypogon spicatus*, hay una diversidad importante que se ve reflejada en una riqueza relativamente alta de especies. Más importante aún, la mayor parte de esta profusión está dada por taxones que no se comparten con otros tipos de vegetación presentes en la región, ni siquiera con los sistemas secundarios como los potreros.

Las características florísticas y estructurales de las sabanas estudiadas llevan a concluir que son comunidades de origen natural, típicas de la región centroamericana, a pesar de mostrar cierto grado de perturbación humana. Estas comunidades constituyen un escenario ideal para investigar las complejas relaciones entre las plantas y un medio físico tan restrictivo, y por lo tanto tan selectivo, como éste.

AGRADECIMIENTOS

El fondo sectorial CONACyT-SEMARNAT (C01-0267) y la CONABIO (L085) proporcionaron financiamiento para la realización de esta contribución. Se agradece a la familia Reyes-Manuel y a los pobladores de Nizanda y Chivela por las facilidades brindadas en el trabajo de campo. E. Lebrija-Trejos, M. Romero-Romero y P. Guadarrama-Chávez colaboraron en el muestreo de la vegetación. Liliana I. López-Olmedo agradece al CONACyT por la beca otorgada.

LITERATURA CITADA

Anónimo, 1981. Atlas nacional del medio físico. Secretaría de Programación y Presupuesto. México, D.F. 223 pp.

Anónimo, 1985a. Carta de efectos climáticos regionales (mayo-octubre) 1:250,000. Juchitán E15-10 D15-1. Secretaría de Programación y Presupuesto. México, D.F.

Anónimo, 1985b. Carta de efectos climáticos regionales (noviembre-abril) 1:250,000. Juchitán E15-10 D15-1. Secretaría de Programación y Presupuesto. México, D.F.

Beard, J. S. 1953. The savanna vegetation of northern tropical America. Ecol. Monogr. 23: 150-215.

Colín-García, M. 2003. Evaluación de los cambios de la cobertura vegetal y del riesgo de las especies de plantas en la región de Nizanda (Oaxaca, México). Tesis de maestría (Ciencias Biológicas). Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México. México, D.F. 71 pp.

Flenley, J. 1979. The equatorial rain forest: a geological history. Butterworths. Londres. 162 pp.

Flores, J. e I. Espejel. 1994. Tipos de vegetación de la Península de Yucatán. Etnoflora Yucatanense. Universidad Autónoma de Yucatán. Mérida. 135 pp.

Furley, P. A. 1999. The nature and diversity of neotropical savanna vegetation with particular reference to the Brazilian cerrados. Global Ecol. Biogeogr. 8: 223-241.

Gentry, A. W. 1988. Changes in plant community diversity and floristic composition on environmental and geographical gradients. Ann. Mo. Bot. Gard. 75: 1-34.

Gómez-Pompa, A. 1965. La vegetación de México. Bol. Soc. Bot. Méx. 29: 76-120.

Gómez-Pompa, A. 1978. Ecología de la vegetación del estado de Veracruz. Instituto de Investigaciones sobre Recursos Bióticos A.C. Xalapa. 91 pp.

Huber, O. 1987. Neotropical savannas: their flora and vegetation. TREE 2: 67-71.

Kellman, M. 1984. Synergistic relationships between fire and low soil fertility in neotropical savannas: a hypothesis. Biotropica 16: 158-160.

Kellman, M. 1989. Mineral nutrient dynamics during savanna-forest transformation in Central America. In: Proctor, J. (ed.). Mineral nutrients in tropical forest and savanna ecosystems. Blackwell Scientific Publications. Oxford. pp. 137-151.

Leopold, A. 1990. Fauna silvestre de México: aves y mamíferos de caza. Instituto Mexicano de Recursos Naturales Renovables. Fauna Silvestre de México. México, D.F. 608 pp.

López-Olmedo, L. I. 2001. Estructura y composición florística de las sabanas de la región de Nizanda y Chivela, Istmo de Tehuantepec (Oaxaca), México. Tesis de licenciatura. Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México. México, D.F. 74 pp.

Lovera, M. y G. Cuenca. 1998. Arbuscular mycorrhizal infection in Cyperaceae and Graminae from natural, disturbed and restored savannas in La Gran Sabana, Venezuela. Mycorrhiza 6: 111-116.

Lüttge, U. 1997. Physiological ecology of tropical plants. Springer Verlag. Berlín. 384 pp.

Medina, E. y J. F. Silva. 1991. Savannas of northern South America: a steady state regulated by water-fire interactions on a background of a low nutrient availability. In: Werner, A. (ed.). Savanna ecology and management: Australian perspectives and intercontinental comparisons. Blackwell Scientific Publications. Oxford. pp. 59-69.

Meave, J. y E. A. Pérez-García. 2000. Estudio de la diversidad florística de la región de Nizanda, Istmo de Tehuantepec, Oaxaca. (Proyecto L085/97). Informe final presentado a la Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. México, D.F. 61 pp.

Miranda, F. 1952. La vegetación de Chiapas. Ediciones del Gobierno del Estado. Tuxtla Gutiérrez. 334 pp.

Miranda, F. 1958. Estudios acerca de la vegetación. In: Beltrán, E. (ed.). Los recursos naturales del sureste y su aprovechamiento. Instituto Mexicano de Recursos Naturales Renovables. México, D.F. pp. 215-271.

Miranda, F. y E. Hernández-X. 1963. Los tipos de vegetación de México y su clasificación. Bol. Soc. Bot. Méx. 28: 1-179.

Mistry, J. 2000. World savannas: ecology and human use. Prentice Hall. Londres. 344 pp.

Mostacedo, B. y T. Killeen. 1997. Estructura y composición florística del cerrado en el Parque Nacional Noel Kempff Mercado, Santa Cruz, Bolivia. Bol. Soc. Bot. Méx. 60: 25-43.

Mueller-Dombois, D. y H. Ellenberg. 1974. Aims and methods of vegetation ecology. John Wiley & Sons. Nueva York. 457 pp.

Pérez-García, E. A. y J. A. Meave. 2006. Coexistence and divergence of tropical dry forests and savannas in southern Mexico. J. Biogeogr. 33: 438-447.

Pérez-García, E. A., J. A. Meave y J. A. Cruz-Gallardo. 2005. Diversidad β y diferenciación florística en un paisaje complejo del trópico estacionalmente seco del sur de México. In: Halffter, G., J. Soberón, P. Koleff y A. Melic (eds.). Sobre diversidad biológica: el significado de las diversidades alfa, beta y gamma. Sociedad Entomológica Aragonesa. Zaragoza. pp. 123-142.

Pérez-García, E. A., J. Meave y C. Gallardo. 2001. Vegetación y flora de la región de Nizanda, Istmo de Tehuantepec, Oaxaca, México. Acta Bot. Mex. 56: 19-88.

Puig, H. 1972. La sabana de Huimanguillo, Tabasco, México. Memorias de Symposia del I Congreso Latinoamericano y V Mexicano de Botánica. Sociedad Botánica de México. México, D.F. pp. 389-411.

Reyes, R. y C. Zamora. 1973. Estudio de una sabana de montaña localizada en las estribaciones de la Sierra Madre del Sur. Ciencia Forestal 1: 36-64.

Richards, P. W. 1996. The tropical rain forest. Cambridge University Press. Cambridge. 599 pp.

Rzedowski, J. 1978. Vegetación de México. Limusa. México, D.F. 432 pp.

Sarmiento, G. 1983. The ecology of neotropical savannas. Harvard University Press. Cambridge. 235 pp.

Sarmiento, G. y M. Monasterio. 1975. A critical consideration of the environmental conditions associated with the occurrence of savanna ecosystems in tropical America. In: Golley, F. B. y E. Medina (eds.). Tropical ecological systems. Trends in terrestrial and aquatic research. Springer-Verlag. Nueva York. pp. 223-250.

Sarukhán, J. 1968. Los tipos de vegetación arbórea en la zona calido-húmeda de México. In: Pennington, T. D. y J. Sarukhán (eds.). Árboles tropicales de México. Manual para la identificación de campo de los principales árboles tropicales de México. INIF y FAO. México, D.F. pp. 3-46.

van der Hammen, T. 1983. The paleoecology and palaeogeography of savannas. In: Bourlière, F. (ed.). Tropical savannas. Elsevier. Amsterdam. pp. 19-35.

van Tongeren, O. F. R. 1995. Cluster analysis. In: Jongman, R. H. G., C. J. F. ter Braak y O. F. R. van Tongeren (eds.). Data analysis in community and landscape ecology. Cambridge University Press. Cambridge. pp. 175-203.

Zar, J. H. 1999. Biostatistical analysis. Prentice Hall. Upper Saddle River. 663 pp.

Recibido en agosto de 2005.

Aceptado en junio de 2006.

Apéndice. Lista de especies registradas en 20 sitios de muestreo en las sabanas de la región de Nizanda, ordenadas de acuerdo con sus valores de importancia relativa (VIR). Se indican las formas de vida (FV) y los valores de cobertura (Cob) y frecuencia (F). C = Camefita (CC = herbácea cespitosa; CR = herbácea rastrera; CSC = cespitosa sufrútice; CS = suculenta); F = fanerofita; G = geofita; H = hemicriptofita; T = terofita; NA = no asignada.

Especie	**Familia**	**FV**	**F (%)**	**Cob (m^2)**	**VIR**
Trachypogon spicatus (L. f.) O. Kuntze	Poaceae	H	95	101.14	53.27
Chamaecrista hispidula (Vahl) H. S. Irwin et Barneby	Leguminosae	CSC	90	6.85	6.04
Bouteloua chondrosioides (Kunth) Benth.	Poaceae	H	15	10.90	5.88
Calea urticifolia (Mill.) DC.	Asteraceae	F	80	6.70	5.67
Bouteloua repens (Kunth) Scribner et Merr.	Poaceae	H	75	6.56	5.46
Bulbostylis vestita (Kunth) C. B. Clarke	Cyperaceae	H	75	5.11	4.74
Turnera diffusa Willd.	Turneraceae	CSC	100	2.94	4.38
Oxalis sp. 01	Oxalidaceae	CSC	100	0.40	3.11
Rhynchospora colorata (L.) H. Pfeiffer	Cyperaceae	H	65	2.32	3.05
Polygala variabilis Kunth	Polygalaceae	T	95	0.56	3.04
Borreria suaveolens G. Mey.	Rubiaceae	CSC	80	1.38	3.02
Tephrosia nitens Benth.	Leguminosae	CSC	65	2.25	3.02
Calliandra juzepczukii Standl.	Leguminosae	F	40	3.66	2.99
Paspalum pectinatum Nees	Poaceae	H	25	4.45	2.95
Stylosanthes humilis Kunth	Leguminosae	CC	60	2.11	2.80
Zornia megistocarpa Mohlenbr.	Leguminosae	CSC	90	0.27	2.76
Leguminosae sp. 39	Leguminosae	NA	80	0.75	2.70
Polygala serpens S. F. Blake	Polygalaceae	CSC	85	0.33	2.64
Malvaceae sp. 07	Malvaceae	CC	85	0.08	2.51
Schizachyrium brevifolium (Sw.) Nees ex Buse	Poaceae	T	70	0.80	2.44
Metastelma multiflorum S. Watson	Asclepiadaceae	NA	65	1.01	2.40
Thrasya robusta Hitch. et Chase	Poaceae	H	55	1.55	2.38
Aeschynomene paniculata Willd.	Leguminosae	CSC	75	0.37	2.37

Apéndice. Continuación

Especie	**Familia**	**FV**	**F (%)**	**Cob (m²)**	**VIR**
Byrsonima crassifolia (L.) Kunth	Malpighiaceae	F	40	1.94	2.13
Campanulaceae sp. 01	Campanulaceae	CC	65	0.38	2.08
Asclepiadaceae sp. 07	Asclepiadaceae	G	15	3.21	2.04
Convolvulaceae sp. 04	Convolvulaceae	CC	65	0.20	1.99
Eriosema crinitum (Kunth) G. Don	Leguminosae	CR	50	1.05	1.98
Borreria sp. 01	Rubiaceae	CC	60	0.47	1.98
Chamaecrista serpens (L.) Greene	Leguminosae	CC	15	2.83	1.85
Oxalis sp. 02	Oxalidaceae	CSC	60	0.16	1.83
Krameria revoluta O. Berg	Krameriaceae	CC	25	1.95	1.70
Chamaesyce ophthalmica (Pers.) D. G. Baruch	Euphorbiaceae	CR	35	1.15	1.59
Boraginaceae sp. 04	Boraginaceae	NA	45	0.54	1.58
Ageratum sp. 01	Asteraceae	F	35	1.11	1.57
Pseudosmodingium multifolium Rose	Anacardiaceae	F	10	2.50	1.54
Macroptilium gracile (Poepp.) Urb.	Leguminosae	C	35	1.01	1.53
Diodia teres Walter	Rubiaceae	CC	40	0.62	1.47
Polygala longicaulis Kunth	Polygalaceae	T	45	0.09	1.35
Chamaecrista flexuosa (L.) Greene	Leguminosae	CC	30	0.90	1.32
Bulbostylis capillaris (L.) C. B. Clarke	Cyperaceae	H	40	0.26	1.29
Digitaria hitchcockii (Chase) Stuck.	Poaceae	H	15	1.71	1.29
Galactia argentea Brandegee	Leguminosae	CR	25	1.04	1.25
Bulbostylis juncoides (Vahl) Kük.	Cyperaceae	H	35	0.45	1.24
Waltheria indica L.	Sterculiaceae	CSC	25	0.99	1.22
Polygalaceae sp. 02	Polygalaceae	CSC	40	0.05	1.19
Pectis saturejoides (Mill.) Sch. Bip.	Asteraceae	CC	30	0.60	1.17
Psidium sp. 01	Myrtaceae	F	30	0.49	1.12
Borreria verticillata (L.) G. Mey.	Rubiaceae	CSC	35	0.18	1.11
Alophia drummondii (Graham) R. C. Foster	Iridaceae	G	35	0.03	1.03
Crotalaria pumila Ortega	Leguminosae	CC	30	0.26	1.00
Tephrosia nicaraguensis Oerst.	Leguminosae	CSC	20	0.73	0.95
Mimosa goldmanii B. L. Rob.	Leguminosae	F	20	0.70	0.93
Leguminosae sp. 32	Leguminosae	NA	10	1.22	0.90

Apéndice. Continuación

Especie	Familia	FV	F (%)	Cob (m^2)	VIR
Aristida adscensionis L.	Poaceae	H	20	0.61	0.89
Wedelia acapulcencis Kunth var. *tehuantepecana* (B. L. Turner) Strother	Asteraceae	CC	20	0.54	0.85
Porophyllum punctatum (Mill.) S. F. Blake	Asteraceae	CC	25	0.18	0.82
Andropogon cirratus Hack.	Poaceae	H	25	0.17	0.81
Leguminosae sp. 35	Leguminosae	NA	5	1.23	0.76
Desconocida sp. 66	No determinada	C	25	0.01	0.73
Crotalaria sagitalis L.	Leguminosae	CC	20	0.29	0.73
Zornia reticulata Sm.	Leguminosae	CSC	20	0.09	0.63
Evolvulus alsinoides (L.) L.	Convolvulaceae	T	20	0.05	0.61
Acanthaceae sp. 01	Acanthaceae	CSC	10	0.62	0.60
Desconocida sp. 70	No determinada	C	20	0.02	0.59
Polygala leptocaulis Torr. et Gray	Polygalaceae	T	20	0.01	0.59
Paspalum centrale Chase	Poaceae	H	10	0.55	0.57
Mimosa skinneri Benth.	Leguminosae	F	10	0.46	0.52
Asteraceae sp. 15	Asteraceae	NA	10	0.42	0.50
Heliotropium angiospermum Murray	Boraginaceae	T	15	0.12	0.49
Waltheria conzattii Standl.	Sterculiaceae	F	15	0.09	0.48
Buchnera pusilla Kunth	Scrophulariaceae	NA	15	0.07	0.47
Desconocida sp. 74	No determinada	NA	15	0.07	0.47
Asclepiadaceae sp. 06	Asclepiadaceae	CC	15	0.03	0.45
Desconocida sp. 77	No determinada	NA	5	0.50	0.40
Chamaesyce villifera (Scheele) Small	Euphorbiaceae	CR	10	0.15	0.37
Zephyranthes nelsonii Greenm.	Amaryllidaceae	G	5	0.37	0.33
Russelia sp. 01	Scrophulariaceae	NA	10	0.05	0.32
Indigofera lespedezioides Kunth	Leguminosae	F	10	0.05	0.32
Panicum parcum Hitchc. et Chase	Poaceae	H	10	0.05	0.31
Leguminosae sp. 38	Leguminosae	NA	10	0.04	0.31
Andropogon fastigiatus Sw.	Poaceae	H	10	0.04	0.31
Desconocida sp. 72	No determinada	NA	5	0.32	0.30
Aristida jorullensis Kunth	Poaceae	H	10	0.02	0.30
Polygala paniculata L.	Polygalaceae	T	10	0.01	0.30
Ipomoea capillacea (Kunth) G. Don	Convolvulaceae	H	10	0.01	0.30

Apéndice. Continuación

Especie	**Familia**	**FV**	**F (%)**	**Cob (m²)**	**VIR**
Diphysa sp. 01	Leguminosae	NA	10	0.01	0.30
Leguminosae sp. 34	Leguminosae	NA	10	0.00	0.29
Cochlospermum vitifolium (Willd.) Spreng.	Bixaceae	F	10	0.00	0.29
Cuphea sp. 01	Lythraceae	NA	10	0.00	0.29
Polygalaceae sp. 05	Polygalaceae	NA	10	0.00	0.29
Zinnia sp. 01	Asteraceae	CC	5	0.16	0.22
Sida aggregata C. Presl	Malvaceae	CR	5	0.14	0.22
Leguminosae sp. 33	Leguminosae	NA	5	0.14	0.22
Malvaceae sp. 10	Malvaceae	CC	5	0.13	0.21
Melampodium sericeum Lag.	Asteraceae	CC	5	0.10	0.20
Poaceae sp. 01	Poaceae	H	5	0.10	0.20
Croton repens Schltdl.	Euphorbiaceae	NA	5	0.08	0.19
Zamia loddigesii Miq. var. *spartea* (A. DC.) Schuster	Zamiaceae	H	5	0.08	0.19
Croton yucatanensis Lundell	Euphorbiaceae	CC	5	0.08	0.19
Polygalaceae sp. 04	Polygalaceae	T	5	0.07	0.18
Desconocida sp. 71	No determinada	C	5	0.06	0.17
Hackelochloa granularis (L.) Kuntze	Poaceae	H	5	0.06	0.17
Bulbostylis paradoxa (Spreng.) Lindm.	Cyperaceae	CC	5	0.05	0.17
Chamaesyce blodgettii (Engelm.) Small	Euphorbiaceae	CC	5	0.05	0.17
Espejoa mexicana DC.	Asteraceae	CR	5	0.05	0.17
Mimosa albida Humb. et Bonpl.	Leguminosae	F	5	0.04	0.16
Desconocida sp. 78	No determinada	C	5	0.03	0.16
Hibiscus sp. 01	Malvaceae	CC	5	0.03	0.16
Urochloa mollis (Sw.) Morrone et Zuloaga	Poaceae	H	5	0.03	0.16
Desconocida sp. 73	No determinada	NA	5	0.03	0.16
Rubiaceae sp. 01	Rubiaceae	CSC	5	0.03	0.16
Leguminosae sp. 36	Leguminosae	NA	5	0.03	0.16
Rhynchosia minima (L.) DC.	Leguminosae	CR	5	0.02	0.16
Metastelma lanceolatum Schltr.	Asclepiadaceae	NA	5	0.02	0.15

Apéndice. Continuación

Especie	Familia	FV	F (%)	Cob (m^2)	VIR
Heliotropium falax I. M. Johnst.	Boraginaceae	T	5	0.01	0.15
Melocactus ruestii K. Schum.	Cactaceae	CS	5	0.01	0.15
Leguminosae sp. 37	Leguminosae	NA	5	0.01	0.15
Mitracarpus hirtus (L.) DC.	Rubiaceae	CC	5	0.01	0.15
Dalea zimapanica S. Schauer	Leguminosae	CC	5	0.01	0.15
Desconocida sp. 69	No determinada	NA	5	0.01	0.15
Desconocida sp. 79	No determinada	NA	5	0.01	0.15
Lantana hirta Graham	Verbenaceae	CC	5	0.01	0.15
Chamaecrista nictitans (L.) Moench	Leguminosae	NA	5	0.01	0.15
Desconocida sp. 68	No determinada	NA	5	0.01	0.15
Poaceae sp. 02	Poaceae	H	5	0.01	0.15
Setaria grisebachii E. Fourn.	Poaceae	H	5	0.01	0.15
Desconocida sp. 67	No determinada	NA	5	<0.01	0.15
Bouteloua curtipendula (Michx.) Torr.	Poaceae	H	5	<0.01	0.15
Desconocida sp. 65	No determinada	NA	5	<0.01	0.15
Desconocida sp. 75	No determinada	NA	5	<0.01	0.15
Desconocida sp. 76	No determinada	NA	5	<0.01	0.15
Desmodium barbatum (L.) Benth.	Leguminosae	CC	5	<0.01	0.15
Habenaria trifida Kunth	Orchidaceae	G	5	<0.01	0.15
Schistophragma pusilla Benth.	Scrophulariaceae	CC	5	<0.01	0.15



Acta Botanica Mexicana 77: 69-98 (2006)

ASPECTOS FLORÍSTICOS DE LACANHÁ CHANSAYAB, SELVA LACANDONA, CHIAPAS

Samuel I. Levy Tacher[1], J. Rogelio Aguirre Rivera[2], José D. García Perez[2] y María Magdalena Martínez Romero[3]

[1]El Colegio de la Frontera Sur, Unidad San Cristóbal de las Casas
Carretera Panamericana y Periférico Sur s/n, 29290 San Cristóbal de las Casas
Chiapas, México. slevy@sclc.ecosur.mx
[2]Instituto de Investigación de Zonas Desérticas, Altair 200 Fraccionamiento del Llano, 78377 San Luis Potosí, S.L.P.
iizd@uaslp.mx
[3]Etnobiología para la Conservación A.C., Lago Rumia 5, Colonia Pensil Norte 11430, Delegación Miguel Hidalgo, México D.F.
mmartinez@conanp.gob.mx

RESUMEN

Entre 1993 y 1999 se realizaron herborizaciones sistemáticas en rodales de selva alta perennifolia, acahuales de diferentes edades y milpas pertenecientes a la comunidad de Lacanhá Chansayab, en la Selva Lacandona. Los especímenes recolectados se identificaron y procesaron como ejemplares de herbario, acompañados de información sobre su forma de vida, fenología y estado de conservación. Se registraron 485 especies de plantas vasculares, pertenecientes a 355 géneros de 104 familias**,** las cuales representan 11.23% del total de especies estimado para la zona**.** Fabaceae, Asteraceae y Rubiaceae fueron las familias mejor representadas, así como los géneros *Piper, Eupatorium, Encyclia, Chamaedorea* y *Solanum.*

Palabras clave: acahuales, Chiapas, flora, milpas, México, selva alta perennifolia, Selva Lacandona.

ABSTRACT

A systematic sampling of the flora was carried out between 1993 and 1999 in several evergreen tropical rainforest stands, "acahuales" (local name for old agricultural fields) of various ages and agricultural fields belonging to the Lacanhá Chansayab community, located at the Lacandonian tropical rainforest. Collected individuals were identified and processed as

herbarium specimens, including information on life form, phenology and status of conservation. Four hundred and eighty five vascular plant species were recorded, corresponding to 355 genera from 104 families, which represent 11.23% of all species estimated for the area. Fabaceae, Asteraceae and Rubiaceae were the best represented families, as well as the genera *Piper, Eupatorium, Encyclia, Chamaedorea* and *Solanum.*

Key words: acahuales, agricultural fields, evergreen tropical rainforest, flora, Lacandonian tropical rainforest.

Actualmente existe una gran preocupación mundial por la pérdida de diversidad biológica en las regiones tropicales, pues en ellas está representada la mitad de las especies existentes en el planeta. México es considerado una potencia en biodiversidad y la Selva Lacandona, con sólo 0.16% de la superficie del país, cuenta con más de 20% del total de sus especies. Su biota ayuda a mantener la estabilidad del clima, la pureza del aire, la disponibilidad del agua y la fertilidad del suelo; además, muchas de estas especies son importantes como medicinas, alimento, ornato o madera (Ricker y Daly, 1997).

En las regiones tropicales el manejo de los recursos suelo y vegetación por parte de las comunidades campesinas está sustentado en el aprovechamiento forestal maderable y no maderable, así como en la producción agrícola y pecuaria. El primero generalmente consiste en la extracción de grandes volúmenes de madera de alto valor comercial, como caoba y cedro. En cambio, el segundo o tradicional se basa en la recolección o extracción de materiales vegetales y animales con la finalidad de satisfacer los requerimientos de autoconsumo (Pimentel et al*.,* 1992; Phillips y Gentry, 1993).

Los lacandones poseen un íntimo conocimiento tradicional sobre la flora y vegetación regionales y de sus formas de manejo y aprovechamiento bajo el sistema de roza, tumba y quema (RTQ). La milpa es la principal actividad agrícola dentro de este sistema, con una producción de más de cuarenta cultivos asociados al maíz, orientada principalmente a las necesidades locales. Durante el barbecho o en los intervalos entre los desmontes para la milpa, se realizan actividades silvícolas de extracción forestal para autoconsumo (materiales para construcción y elaboración de artesanías, recolección de plantas comestibles, leña, medicinales, curtientes y ornamentales, así como cacería de fauna silvestre) y comercial (hoja de *Chamaedorea* spp. y fibra de *Aechmea magdalenae*); complementan lo anterior la producción del solar, la pesca, el turismo y el ingreso económico por venta de mano de obra (Marion, 1991).

En efecto, el sistema de producción agrícola tradicional lacandón sorprende por su alta adaptación ecológica, con formas de aprovechamiento sostenido y diversificado, sin deterioro biológico y edáfico apreciable (Nations y Nigh, 1981; Marion, 1991). No obstante, la tendencia actual de uso del suelo que se observa en la Selva Lacandona es similar a la de otras regiones tropicales del mundo. Así, uno de los problemas más serios que enfrenta la región en cuestión es la disminución de más de 50% de su superficie selvática en menos de cinco décadas, como consecuencia de un fuerte proceso de colonización, la expansión de las vías de comunicación, la tala inmoderada de las masas forestales, la incorporación de los suelos de nuevas áreas de selva al aprovechamiento agrícola y pecuario, así como la adopción de técnicas agrícolas modernas como el uso de productos agroquímicos (Miranda, 1952; Rzedowski, 1978; Nations y Nigh, 1981; Muench, 1982; Casco, 1984).

Por ello, es urgente el registro, la recolección y la identificación de la flora útil y espontánea presente en la vegetación madura, milpas y acahuales de diferentes edades. Esto permitirá contar con información taxonómica y etnobotánica detallada, necesaria para entender las formas tradicionales alternativas de aprovechamiento, que no implican la eliminación de la selva, sino la extracción gradual y selectiva y el enriquecimiento de especies. Tal extracción moderada y adecuada de especies vegetales plantea alternativas de aprovechamiento que inciden favorablemente en la economía campesina, pues es factible la comercialización de algunos materiales en el mercado local, regional o internacional (Ruiz et al., 1993).

Con base en lo precedente, el objetivo de este trabajo es contribuir a documentar la flora de los diferentes ambientes existentes en las tierras de la comunidad lacandona de Lacanhá Chansayab.

ÁREA DE ESTUDIO

Se le llama Selva Lacandona a una amplia región tropical de aproximadamente 1,800,000 ha, localizada al este y noreste del estado de Chiapas, con el más extenso remanente de selva alta perennifolia en México; por ello, ha sido identificada por diferentes entidades nacionales e internacionales como una de las áreas de mayor prioridad para acciones de conservación en el país (Muench, 1982).

El estudio se realizó en los terrenos de la comunidad lacandona de Lacanhá Chansayab, perteneciente al municipio de Ocosingo, Chiapas. Geográficamente se ubican a los 16°46'08" latitud norte y 91°08'12" longitud oeste, y alrededor de 350

m s.n.m. (Anónimo, 1974). El área forma parte de la cuenca hidrológica principal que genera los ríos Usumacinta y Lacanhá; el tipo de drenaje es arborescente con gran cantidad de escorrentías, numerosos ríos y arroyos (Muench, 1982). Los suelos predominantes son acrisoles húmicos, asociados con rendzina en las áreas calizas, o con regosol eútrico en las áreas de areniscas (Anónimo, 1974). El clima es cálido húmedo (Am) con lluvias abundantes en verano y parte del otoño, y una temporada seca corta (marzo-mayo). La temperatura media anual es de aproximadamente 25°C y la precipitación total anual es de 2,300 a 2,500 mm (García, 1973; Anónimo, 1974; Muench, 1978; Anónimo, 1988).

En esta zona la vegetación predominante es la selva alta perennifolia (Miranda, 1952; Miranda y Hernández X., 1963; Pennington y Sarukhán, 1968), también denominada bosque lluvioso de montaña baja (Breedlove, 1973). Según la clasificación lacandona, en Lacanhá Chansayab existen dos tipos de cubierta vegetal madura (monte alto y chaparral) y los acahuales o jurupchés y milpas derivados de ellos. El monte alto corresponde a la selva alta perennifolia; el chaparral en cambio, es un tipo de vegetación con árboles de menor talla (de 20 a 30 m de altura) y abundantes bejucos, que se presenta en rodales de hasta 5 ha dentro del monte alto, en lugares con inundaciones estacionales, cerca de los ríos y en suelos con alto contenido de materia orgánica (Levy, 2000).

MATERIALES Y MÉTODOS

En 1993 se iniciaron las recolectas botánicas en los terrenos de la comunidad de Lacanhá Chansayab. Estas herborizaciones se realizaron en áreas con vegetación madura, acahuales y milpas, con la ayuda de campesinos lacandones, elegidos por su fama como expertos conocedores de la flora regional. Las muestras de plantas se prepararon como ejemplares de herbario y se documentaron con su identidad taxonómica. La determinación se complementó con la ayuda de los botánicos mencionados en los reconocimientos. Los ejemplares fueron depositados en el Herbario Nacional (MEXU). La clasificación de formas de vida se basó en su concepto original (Font Quer, 1953; Rao, 1992) y el sistema propuesto por Whittaker (1975). Para reconocer el estado de conservación de las especies se consultó la Norma Oficial Mexicana (NOM-059-ECOL) (Anónimo, 1994). La información mínima sobre el uso tradicional de las especies recolectadas se basó en un trabajo etnobotánico paralelo (Levy et al., 2002).

RESULTADOS

Se registraron 485 especies que pertenecen a 355 géneros integrantes de 104 familias (Apéndice). La nomenclatura y secuencia de las familias se basó en la clasificación propuesta por Mabberley (1997) (Cuadro 1).

Estas especies pertenecen a las divisiones taxonómicas Magnoliophyta y Pteridophyta. Para la primera se registraron 481 especies (99.17%) y sólo cuatro pertenecen a la segunda (Cuadro 1). Dentro de Magnoliophyta, la clase Magnoliopsida (dicotiledóneas) está representada con 416 especies; mientras que de la clase Liliopsida (monocotiledóneas) se encontraron 65 especies.

Las 16 familias con más de cinco géneros cada una, constituyeron 49.7% de todas las especies, y el otro 50.3% correspondió a las 88 restantes (Cuadro 2). En forma notable, 31.73% de las familias estuvieron representadas sólo por una especie.

Entre las familias mejor representadas destacan las Fabaceae (54 especies), Asteraceae (34 especies), Rubiaceae (30 especies), Moraceae (15 especies), Euphorbiaceae (14 especies) y Orchidaceae (13 especies) (Cuadro 2). Los géneros con mayor número de representantes fueron *Piper* con ocho y *Eupatorium* con seis, *Chamaedorea* y *Solanum*, con cinco especies cada uno, seguidos por *Encyclia* con cuatro.

En cuanto a la riqueza de formas vitales, los árboles dominaron con 36.70%, seguidos por los arbustos, las hierbas y los bejucos con 20.20, 18.35 y 17.94%, respectivamente (Cuadro 3).

Con respecto a las formas vitales registradas, los árboles estuvieron mejor representados en 11 familias: Fabaceae, Moraceae, Lauraceae, Meliaceae, Myrtaceae, Rubiaceae, Sapindaceae, Rutaceae, Sapotaceae, Annonaceae y Bombacaceae. Las hierbas y los arbustos lo fueron en las familias Asteraceae, Poaceae, Amaranthaceae, Rubiaceae y Solanaceae; y los bejucos en Fabaceae, Bignoniaceae, Asteraceae y Convolvulaceae.

Al agrupar las especies en categorías mecánicamente independientes (árboles, arbustos, hierbas, palmas y helechos) y dependientes (bejucos y epífitas), se reconoce que 76.49% de ellas se agrupa dentro de la primera categoría y 23.51% en la segunda (Cuadro 3).

Con base en la Norma Oficial Mexicana respecto a las especies de interés especial para su protección (estado de conservación), nueve de las registradas se encuentran dentro de la categoría de amenazadas, dos son consideradas en peligro de extinción y otra como protegida (Cuadro 4).

Cuadro 1. Representación cuantitativa de mayores grupos de plantas vasculares registrados en Lacanhá Chansayab, Chiapas.

Grupos	Familias	Géneros	Especies
Pteridophyta			
Equisetaceae	1	1	1
Polypodiaceae	1	3	3
Magnoliophyta			
Magnoliopsida	85	302	416
Liliopsida	17	49	65
Total	104	355	485

Cuadro 2. Familias con mayor número de géneros en Lacanhá Chansayab, Chiapas.

Familias	Géneros	Especies		
		Número	Porcentaje	Porcentaje acumulado
Fabaceae	36	54	11.20	11.20
Asteraceae	26	34	7.02	18.22
Rubiaceae	16	30	6.20	22.42
Euphorbiaceae	11	14	2.89	27.32
Moraceae	10	15	3.10	30.41
Orchidaceae	10	13	2.69	33.10
Bignoniaceae	10	12	2.48	35.58
Sapindaceae	8	11	2.27	37.85
Acanthaceae	7	7	1.45	39.30
Arecaceae	6	10	2.07	41.37
Malpighiaceae	6	9	1.86	43.22
Malvaceae	6	7	1.45	44.67
Poaceae	6	7	1.45	46.12
Tiliaceae	6	6	1.24	47.36
Verbenaceae	6	6	1.24	48.60
Araceae	6	6	1.24	49.84

Cuadro 3. Formas vitales registradas en las herborizaciones realizadas en Lacanhá Chansayab, Chiapas.

Forma vital	Especies	
	Número	Porcentaje
Árbol	178	70.00
Arbusto	98	20.20
Hierba	89	18.35
Bejuco	87	17.94
Epífita	27	5.57
Palma	3	0.62
Helecho	3	0.62
Total	485	100

Cuadro 4. Especies protegidas según la Norma Mexicana NOM-059-ECOL-1994.

Familia	Especie	Estado de conservación
Anacardiaceae	*Astronium graveolens* Jacq.	Amenazada
Acanthaceae	*Bravaisia integerrima* (Spreng.) Standl.	Amenazada
Guttiferae	*Calophyllum brasiliense* Camb.	Amenazada
Arecaceae	*Chamaedorea alternans* H. Wendl.	Amenazada
Arecaceae	*Chamaedorea ernesti-augusti* H. Wendl.	Amenazada
Arecaceae	*Geonoma oxycarpa* Mart.	Amenazada
Annonaceae	*Guatteria anomala* R. E. Fries	Amenazada
Acanthaceae	*Louteridium mexicanum* (Baill.) Standl.	Protegida
Tiliaceae	*Mortoniodendron guatemalense* Standl. & Steyerm.	Peligro de extinción
Magnoliaceae	*Talauma mexicana* (DC.) G. Don	Amenazada
Euphorbiaceae	*Tetrorchidium rotundatum* Standl.	Amenazada
Fabaceae	*Vatairea lundellii* (Standl.) Killip ex Record	Peligro de extinción

DISCUSIÓN

Es difícil contrastar con validez los resultados presentados con los obtenidos por otros autores que han recolectado en la región, pues existen grandes diferencias en los criterios, superficies estudiadas y métodos de muestreo utilizados en sus herborizaciones. Como una referencia sólo indicativa se puede señalar que las registradas en este trabajo representan únicamente 11.23% del número de especies estimado para toda la región Selva Lacandona (4315 especies, según Martínez et al., 1994). Por su parte Meave (1983) reconoció 267 especies, Bongers et al. (1988) 292 y Durán (1999) 283.

El porcentaje alto de familias representadas por una sola especie se podría considerar como un indicador o tendencia de ecosistemas maduros y complejos (Margalef, 1974 y Odum, 1985). En algunas investigaciones realizadas en selvas perennifolias (Sarukhán, 1968; Hubbell y Foster, 1983; Vázquez, 1989 y Gentry, 1990) se ha encontrado una tendencia similar.

Con respecto a las familias y géneros mejor representados se encontró una fuerte correspondencia con los citados para este tipo de vegetación en México por Meave (1983), Bongers et al. (1988) y Gentry (1990).

La diversidad de formas vitales registrada es un reflejo de la riqueza y complejidad de la selva alta perennifolia y sus comunidades secundarias. Sarukhán (1968) y Meave (1983) señalan que en las selvas tropicales las formas arbóreas incluyen al mayor número de especies, seguidas por epífitas y bejucos. En el área estudiada se confirma parcialmente esta tendencia, con excepción de las epífitas que sólo conformaron 5.57% de las especies y los bejucos con 17.94%, ligeramente por debajo de las herbáceas (Cuadro 3). Estos resultados difieren de lo señalado para selvas tropicales de México por Miranda y Hernández X. (1963), Flores et al. (1971) y Rzedowski (1978), y de los resultados locales de Durán (1999), quienes registran un número mayor de bejucos y epífitas que de herbáceas y arbustivas. Según Sarukhán (1968), Meave (1983) y Gentry (1990), existen diferencias de este tipo causadas por variación en los factores bióticos y abióticos que se dan de una región a otra; sin embargo, es más probable que en nuestro estudio éstas se deban principalmente a que se herborizó también en acahuales y milpas.

El conjunto de especies de interés especial para su protección podría variar a partir de estudios locales detallados de vegetación. Así, con base en los resultados previos (Levy y Aguirre, 2005) podríamos suponer que sólo tres de las especies del Cuadro 4 estarían realmente bajo amenaza. Nos referimos a *Geonoma oxycarpa* exclusiva de vegetación madura, *Talauma mexicana* ausente

en los muestreos y *Astronium graveolens* que sólo fue registrada en nueve de los 84 acahuales muestreados. Con respecto a los elementos en peligro de extinción (*Mortoniodendron guatemalense* y *Vatairea lundellii*), se puede destacar que si bien ambos son propios de la vegetación madura, también se encuentran en acahuales a partir de los ocho años (Levy y Aguirre, 2005). La presencia de estas especies en un amplio gradiente sucesional podría reducir su riesgo de extinción local, más aun cuando este gradiente se deba al sistema de manejo agrícola. En relación con la especie protegida, esta clasificación concuerda con los resultados de Levy y Aguirre (2005), pues *Louteridium mexicanum* estuvo ausente en sus 84 levantamientos minuciosos de vegetación.

AGRADECIMIENTOS

Los autores agradecen por su asistencia financiera y técnica a: Consejo de Ciencia y Tecnología del Estado de Chiapas (CHISCHIS030613), Fondo Sectorial CONACYT-CONAFOR (2003-C03-9950), Simón Bross, Instituto Nacional de Ecología (INE), Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas (CONANP), Etnobiología para la Conservación A. C., Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (CONABIO), Reserva de la Biosfera Montes Azules y a Manuel Castellanos ChanKin. Del Dr. Mario Ishiki Ishihara recibimos valiosas sugerencias y observaciones durante la preparación del manuscrito. Finalmente con agrado reconocemos el apoyo invaluable para la identificación de ciertos especímenes a los siguientes taxónomos: Salvador Acosta (Acanthaceae) (Escuela Nacional de Ciencias Biológicas, IPN), Ramón Riba y Nava (QPD) (Pteridophyta) (Universidad Autónoma Metropolitana, Iztapalapa), Hermilo Quero R. (Arecaceae) (Instituto de Biología, UNAM), José Luis Villaseñor R. (Asteraceae) (Instituto de Biología, UNAM), Rafael Lira S. (Cucurbitaceae) (Instituto de Biología, UNAM), Alfonso Delgado S. y Mario Sousa S. (Fabaceae) (Instituto de Biología, UNAM), María Teresa Germán R. (Meliaceae) (Instituto de Biología, UNAM) y Gerardo Salazar Ch. (Orchidaceae) (Instituto de Biología, UNAM).

LITERATURA CITADA

Anónimo. 1974. Estudio de gran visión de la zona Lacandona, Chiapas. Comisión de Estudios del Territorio Nacional, Secretaría de la Presidencia. México, D.F. 96 pp.

Anónimo. 1988. Carta topográfica 1:250,000 Las Margaritas E15-12, D15-3. Instituto Nacional de Estadística Geografía e Informática, Secretaría de Programación y Presupuesto. México, D.F.

Anónimo. 1994. Norma Oficial Mexicana NOM-059-ECOL-1994. Secretaría de Desarrollo Social. Diario Oficial de la Federación. Tomo CDXXXVIII 10: 21-61.

Bongers, F., A. Gómez-Pompa, J. Meave y J. Carabias. 1988. Structure and floristic composition of the lowland rain forest of Los Tuxtlas, México. Vegetatio 74: 55-88.

Breedlove, D. E. 1973. The phytogeography and vegetation of Chiapas (México). In: Graham, A. (ed.). Vegetation and vegetational history of northern Latin America. Elsevier. Amsterdam. pp. 145-165

Casco, M. R. 1984. Desarrollo rural integral de la selva lacandona. Comisión del Plan Nacional Hidráulico, Secretaría de Agricultura y Recursos Hidráulicos. México, D.F. 137 pp.

Durán, A. 1999. Estructura y etnobotánica de la selva alta perennifolia de Nahá, Chiapas. Tesis de maestría. Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México. México D.F. 150 pp.

Flores M., G. J. Jiménez, X. Madrigal, F. Moncayo y F. Takaki. 1971. Mapa y descripción de los tipos de vegetación de la República Mexicana. Dirección de Agrología, Secretaría de Recursos Hidráulicos. México, D.F. 59 pp.

Font Quer, P. 1953. Diccionario de botánica. Editorial Labor. Barcelona. 1244 pp.

García, E. 1973. Modificaciones al sistema de clasificación climática de Köppen. 2a. ed. Instituto de Geografía, Universidad Nacional Autónoma de México. México, D.F. 246 pp.

Gentry, A. H. 1990. Four neotropical rainforests. Yale University Press. New Haven, Connecticut. 627 pp.

Hubbell, S. P. y R. B. Foster. 1983. Diversity of canopy trees in a neotropical forest and implications for conservations. In: Sutton, S. L., T. C. Whitmore y A. C. Chadwick (eds.). Tropical rainforest: ecology and management. Blackwell. Oxford. pp. 25-41.

Levy, S. 2000. Sucesión causada por roza-tumba-quema en las selvas de Lacanhá, Chiapas. Tesis doctoral. Centro de Botánica, Colegio de Postgraduados. Montecillo, México. 165 pp.

Levy, S., J. R. Aguirre, M. M. Romero M. y A. Durán F. 2002. Caracterización del uso tradicional de la flora espontánea en la comunidad lacandona de Lacanhá Chansayab, Chiapas, México. Interciencia 27(10): 512-520.

Levy, S. y J. R. Aguirre 2005. Sucessional pathways derived from different use patterns by Lacandon Mayan Indians. J. Sustain. Agr. 26(1): 49-82.

Mabberley, D. J. 1997. The plant-book. A portable dictionary of the vascular plants. 2a. ed. Cambridge University Press. Cambridge. 858 pp.

Margalef, R. 1974. Ecología. Editorial Omega. Barcelona. 951 pp.

Marion, M. O. 1991. Los hombres de la selva, un estudio de tecnología cultural en medio selvático. Instituto Nacional de Antropología e Historia. México, D.F. 287 pp.

Martínez, E., C. H. Ramos y F. Chiang. 1994. Lista florística de la Selva Lacandona, Chiapas. Bol. Soc. Bot. Méx. 54: 99-177.

Meave, J. A. 1983. Estructura y composición de la selva alta perennifolia en los alrededores de Bonampak, Chiapas. Tesis de licenciatura. Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México, D.F. 140 pp.

Miranda, F. 1952. La vegetación de Chiapas. Ediciones del Gobierno del Estado. Tuxtla Gutiérrez, Chiapas. 324 pp.

Miranda, F. y E. Hernández X. 1963. Los tipos de vegetación de México y su clasificación. Bol. Soc. Bot. Méx. 28: 29-179.

Muench, P. 1978. Los sistemas de producción agrícola en la región lacandona (Estudio agronómico preliminar). Tesis de licenciatura. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, México. 267 pp.

Muench, P. 1982. Las regiones agrícolas de Chiapas. Geografía Agrícola 2: 33-44.

Nations, J. D. y R. B. Nigh. 1981. The evolutionary potential of Lacandon Maya sustained-yiel tropical rain forest agriculture. J. Anthropol. Res. 36(1): 1-33.

Odum, E. P. 1985. Fundamentos de ecología. Editorial Interamericana. México, D.F. 422 pp.

Pimentel, D., D. A. Stachow y H. Brubaker. 1992. Conservation of biological diversity in agricultural/forest systems. BioScience 42: 345-362.

Pennington, T. D. y J. Sarukhán. 1968. Manual para la identificación de campo de los principales árboles tropicales de México. FAO e Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Secretaría de Agricultura y Ganadería. México D.F. 413 pp.

Phillips, O. y A. H. Gentry. 1993. The useful plants of Tambopata, Perú: I. Statistical hypothesis test with a new quantitative technique. Econ. Bot. 47(1): 15-32.

Rao, B. S. 1992. Agro's dictionary of botany. Botanical Publishers. New Delhi. India. 584 pp.

Ricker, M. y D. Daly. 1997. Botánica económica en bosques tropicales: principios y métodos para su estudio y aprovechamiento. Editorial Diana. México D.F. 293 pp.

Ruiz, M., J. Sayer y S. Cohen-Jehoram. 1993. El extractivismo en América Latina. El Programa de Conservación de Bosques de la UICN/Comisión de la Comunidad Europea. World Conservation Union Gland. 99 pp.

Rzedowski, J. 1978. Vegetación de México. Editorial Limusa. México, D.F. 432 pp.

Sarukhán, J. 1968. Análisis sinecológico de las selvas de *Terminalia amazonia*. Tesis de maestría. Rama de Botánica, Colegio de Postgraduados. Chapingo, México. 300 pp.

Vázquez, S. M. 1989. Riqueza de plantas vasculares y la diversidad de especies arbóreas del dosel superior en 5 ha de selva tropical cálido húmeda en la zona de Uxpanapa, Veracruz. Tesis de maestría. Centro de Botánica, Colegio de Postgraduados. Montecillo, México. 294 pp.

Whittaker, R. H. 1975. Communities and ecosystems. 2a. ed. Macmillan. Nueva York. 385 pp.

Recibido en junio de 2004.

Aceptado en mayo de 2006.

Apéndice. Lista florística de las especies recolectadas en Lacanhá Chansayab, Selva Lacandona, Chiapas, México. Usos. alfa: forraje, alim: alimento, arte: artesanales, cere: ceremoniales, cevi: cerco vivo, colo: colorantes, chic: chicle, emba: embarbascar, envo: envolturas, fibr: fibras, golo: golosina, inll: indicadores de lluvia, intr: instrumentos de trabajo, jabo: jabón, jugu: juguetes, leña: leña, maco: materiales para construcción, medi: medicinales, nd: no determinado, orna: ornamentales, resi: resinas, utdo: utensilios domésticos, vari: varios, vent: venta, vest: vestidos.

Especie	Forma vital	Usos
PTERIDOPHYTA		
EQUISETOPSIDA		
EQUISETACEAE		
Equisetum hyemale var. *affine* (Engelm.) A. A. Eaton	herbácea	medi
FILICOPSIDA		
POLYPODIACEAE		
Pteridium feei (W. Schaffn. ex Fée) Faull.	helecho	nd
Tectaria heracleifolia (Willd.) Underw.	helecho	nd
Thelypteris puberula (Baker) C. V. Morton	helecho	nd
MAGNOLIOPHYTA		
MAGNOLIOPSIDA		
ACANTHACEAE		
Aphelandra scabra (Vahl) Smith	arbusto	colo
Bravaisia integerrima (Spreng.) Standl.	árbol	leña
Justicia aurea Schltdl.	arbusto	nd
Louteridium mexicanum (Baill.) Standl.	árbol	orna
Neohallia borrerae Hemsl.	arbusto	nd
Pseuderanthemum verapazense Donn. Sm.	herbácea	medi
Ruellia matudae Leonard	herbácea	nd
ACTINIDIACEAE		
Saurauia yasicae Loes.	árbol	maco

Apéndice. Continuación

Especie	Forma vital	Usos
AMARANTHACEAE		
Amaranthus hybridus L.	herbácea	nd
Celosia argentea L. var. *cristata* (L.) Voss	herbácea	orna
Chamissoa altisima (Jacq.) Kunth	bejuco	maco
Gomphrena globosa L.	herbácea	orna
Iresine arbuscula Uline & Bray	árbol	maco
Iresine diffusa Humb. & Bonpl. ex Willd.	herbácea	nd
ANACARDIACEAE		
Astronium graveolens Jacq.	árbol	arte
Mangifera indica L.	árbol	alim
Mosquitoxylum jamaicense Drug & Urb.	árbol	nd
Spondias mombin L.	árbol	alim
ANNONACEAE		
Cymbopetalum penduliflorum (Dunal) Baill.	árbol	maco
Desmopsis stenopetala (Donn. Sm.) R.E. Fries	árbol	alim
Guatteria amplifolia Triana & Planch.	árbol	alim
Guatteria anomala R. E. Fries	árbol	alim, maco
Malmea depressa (Baill.) R.E. Fries	arbusto	arte
Rollinia rensoniana Standl.	árbol	alim
APIACEAE		
Coriandrum sativum L.	herbácea	alim
APOCYNACEAE		
Aspidosperma megalocarpon Muell. Arg.	árbol	maco, alfa
Prestonia mexicana C. DC.	bejuco	nd
Tabernaemontana amygdalifolia Jacq.	árbol	leña, chic
Thevetia ahouai (L.) A. DC.	arbusto	alim
AQUIFOLIACEAE		
Ilex valerii Standl.	árbol	maco
ARALIACEAE		
Dendropanax arboreus (L.) Decne. & Planch.	árbol	leña
Oreopanax obtusifolius L. O. Williams	epifita	arte

Apéndice. Continuación

Especie	Forma vital	Usos
ARISTOLOCHIACEAE		
Aristolochia arborea Linden	bejuco	medi
Aristolochia grandiflora Sw.	bejuco	medi
ASCLEPIADACEAE		
Asclepias curassavica L.	herbácea	nd
Blepharodon mucronatum (Schltdl.) Decne.	bejuco	nd
Gonolobus uniflorus Kunth	bejuco	alim
ASTERACEAE		
Acmella oppositifolia (Lam.) R. K. Jansen	herbácea	nd
Baccharis trinervis (Lam.) Pers.	arbusto	nd
Bidens odorata Cav.	herbácea	nd
Cirsium mexicanum DC.	herbácea	nd
Clibadium arboreum Donn. Sm.	arbusto	alfa
Critonia belizeana B. L. Turner	arbusto	nd
Chaptalia nutans (L.) Polak..	herbácea	nd
Erechtites hieraciifolia (L.) Raf. ex DC.	herbácea	nd
Eupatorium araliifolium Less.	epifita	inll
Eupatorium macrocephalum Less.	arbusto	alfa
Eupatorium morifolium Mill.	arbusto	nd
Eupatorium nubigenum Benth.	árbol	nd
Eupatorium odoratum L.	arbusto	nd
Eupatorium pycnocephalum Less.	herbácea	medi
Goldmanella sarmentosa Greenm.	herbácea	orna
Melanthera nivea (L.) Small	herbácea	nd
Mikania cordifolia (L.f.) Willd.	bejuco	leña
Mikania houstoniana (L.) Rob. & Greenm.	bejuco	nd
Mikania micrantha Kunth	bejuco	nd
Otopappus guatemalensis (Urb.) Hartm. & Stuessy	bejuco	intr
Parthenium hysterophorus L.	herbácea	medi
Piptocarpha chontalensis Baker	bejuco	nd
Pluchea odorata (L.) Cass.	arbusto	nd
Podachaenium eminens (Lag.) Sch. Bip.	árbol	nd
Pseudelephantopus spicatus (Aubl.) Rohr	herbácea	medi
Salmea scandens (L.) DC.	bejuco	leña
Schistocarpha eupatorioides (Fenzl) Kuntze	herbácea	nd
Sinclairia deamii (Rob. & Bartlett) Rydb.	bejuco	alfa
Tagetes erecta L.	herbácea	orna

Apéndice. Continuación

Especie	Forma vital	Usos
Tithonia diversifolia (Hemsl.) A. Gray	arbusto	medi
Verbesina chiapensis Rob. & Greenm.	arbusto	maco
Vernonia deppeana Less.	arbusto	leña
Vernonia patens Kunth	herbácea	nd
Wedelia trilobata (L.) Hitchc.	herbácea	nd
BIGNONIACEAE		
Amphilophium paniculatum (L.) Kunth	bejuco	arte
Amphitecna apiculata A. Gentry	árbol	urdo
Arrabidaea chica (Humb. & Bonpl.) Verl.	bejuco	maco
Arrabidaea mollissima (Kunth) Bureau & K. Schum.	bejuco	nd
Arrabidaea patellifera (Schltdl.) Sandwith	bejuco	leña
Callichlamys latifolia (Rich.) K. Schum.	bejuco	nd
Cydista heterophylla Seibert	bejuco	maco
Paragonia pyramidata (L. Rich.) Bureau	bejuco	alim
Parmentiera aculeata (Kunth) Seem.	árbol	alim, medi, leña
Stizophyllum riparium (Kunth) Sandwith	bejuco	emba
Tabebuia rosea (Bertol.) DC.	árbol	maco
Tynanthus guatemalensis Donn. Sm.	bejuco	maco
BIXACEAE		
Bixa orellana L.	arbusto	alim
BOMBACACEAE		
Ceiba pentandra (L.) Gaertn.	árbol	vest
Ochroma pyramidale (Cav. ex Lam.) Urb.	árbol	maco
Pachira aquatica Aubl.	árbol	alim
Pseudobombax ellipticum (Kunth) Dugand	árbol	maco
Quararibea funebris (Llave) Visch.	árbol	maco, arte
Quararibea yunckeri Standl. ssp. *sessiliflora* Miranda ex Alverson	arbusto	nd
BORAGINACEAE		
Bourreria huanita (La Llave & Lex.) Hemsl.	árbol	maco
Cordia alliodora (Ruiz & Pav.) Oken	árbol	maco
Cordia spinescens L.	bejuco	maco
Cordia stellifera I. M. Johnst.	árbol	maco
Cordia sp.	árbol	maco, leña
Tournefortia hirsutissima L.	bejuco	alim
Tournefortia maculata Jacq.	bejuco	alfa

Apéndice. Continuación

Especie	Forma vital	Usos
BURSERACEAE		
Bursera simaruba (L.) Sarg.	árbol	cevi, medi
Protium copal (Schltdl. & Cham.) Engler	árbol	alim, cere, leña
CAMPANULACEAE		
Hippobroma longiflora (L.) G. Don	herbácea	nd
Lobelia cardinalis L.	herbácea	nd
CAPPARIDACEAE		
Forchhammeria trifoliata Radlk. ex Millsp.	árbol	leña
CARICACEAE		
Carica papaya L.	arbusto	alim
Jacaratia dolichaula (Donn. Sm.) Woodson	árbol	nd
CELASTRACEAE		
Rhacoma eucymosa (Loes. & Pittier) Standl.	árbol	maco
Wimmeria bartlettii Lundell	árbol	arte
Wimmeria concolor Schltdl. & Cham.	árbol	maco
CHENOPODIACEAE		
Chenopodium ambrosioides L.	herbácea	medi
CHRYSOBALANACEAE		
Licania platypus (Hemsl.) Fritsch	árbol	maco, medi
Licania sp.	árbol	maco, leña
COMBRETACEAE		
Bucida buceras L.	árbol	maco, leña
Combretum fruticosum (Loefl.) Stuntz	bejuco	leña
Combretum laxum Jacq.	bejuco	leña
Terminalia amazonia (Gmel.) Exell	árbol	maco, leña
Terminalia catappa L.	árbol	alim
CONNARACEAE		
Rourea glabra Kunth	bejuco	alfa

Apéndice. Continuación

Especie	Forma vital	Usos
CONVOLVULACEAE		
Ipomoea alba L.	bejuco	nd
Ipomoea batatas (L.) Poir.	bejuco	alim
Ipomoea purpurea (L.) Roth	bejuco	nd
Ipomoea tuxtlensis House	bejuco	nd
Ipomoea tyrianthina Lindl.	bejuco	nd
Merremia tuberosa (L.) Rendle	bejuco	colo
Turbina corymbosa (L.) Raf.	bejuco	nd
CUCURBITACEAE		
Citrullus lanatus (Thunb.) Matsum. & Nakai	bejuco	alim
Cucurbita moschata (Duch. ex Lam.) Duch. ex Poir.	bejuco	alim
Gurania makoyana (Lem.) Cogn.	bejuco	alfa
Lagenaria siceraria (Molina) Standl.	bejuco	utdo
Momordica charantia L.	bejuco	alim
DILLENIACEAE		
Davilla kunthii St. Hil.	bejuco	intr
ELAEOCARPACEAE		
Muntigia calabura L.	árbol	maco, leña
Petenaea cordata Lundell	arbusto	nd
EUPHORBIACEAE		
Acalypha diversifolia Jacq.	arbusto	maco
Acalypha macrostachya Jacq.	árbol	maco
Acalypha setosa A. Rich.	herbácea	medi
Alchornea latifolia Sw.	árbol	nd
Cnidoscolus multilobus (Pax) I. M. Johnst.	arbusto	nd
Croton schiedeanus Schltdl.	árbol	maco
Euphorbia hypericifolia L.	herbácea	nd
Euphorbia sp.	arbusto	resi
Jatropha curcas L.	árbol	alim
Manihot esculenta Crantz	arbusto	alim
Ricinus communis L.	arbusto	vari
Sapium lateriflorum Hemsl.	árbol	maco
Sebastiania longicuspis Standl.	árbol	leña
Tetrorchidium rotundatum Standl.	árbol	nd

Apéndice. Continuación

Especie	Forma vital	Usos
FABACEAE		
Acacia collinsii Saff.	árbol	leña
Acacia dolichostachya Blake	arbusto	nd
Acacia glomerosa Benth.	árbol	nd
Acacia mayana Lundell	árbol	alim
Albizia saman (Jacq.) F. Muell.	árbol	leña
Arachis hypogaea L.	herbácea	alim
Bauhinia dipetala Hemsl.	arbusto	leña
Bauhinia herrerae (Britton & Rose) Standl. & Steyerm.	bejuco	emba, leña
Bauhinia rubeleruziana Donn. Sm.	arbusto	intr
Caesalpinia pulcherrima (L.) Sw.	arbusto	orna
Cajanus cajan (L.) Millsp.	herbácea	alim
Calliandra calothyrsus Meisn.	arbusto	inll
Calliandra magdalenae (Bertol.) Benth.	arbusto	orna
Canavalia villosa Benth.	bejuco	nd
Centrosema plumieri (Turpin ex Pers.) Benth.	bejuco	arte
Clitoria ternatea L.	herbácea	nd
Cojoba arborea (L.) Britton & Rose	árbol	maco, leña
Chamaecrista nictitans (L.) Moench ssp. *nictitans*	herbácea	nd
Dalbergia glabra (Mill.) Standl.	bejuco	nd
Desmodium aff. *tortuosum* (Sw.) DC.	herbácea	nd
Desmodium tortuosum (Sw.) DC.	herbácea	nd
Dialium guianense (Aubl.) Sandw.	árbol	alim, leña, maco
Erythrina berteroana Urb.	árbol	arte
Indigofera jamaicensis Spreng.	arbusto	medi
Inga pavoniana G. Don	árbol	alim, leña
Inga punctata Willd.	árbol	alim, leña
Leucaena leucocephala (Lam.) DeWit	árbol	maco
Lonchocarpus castilloi Standl.	árbol	maco
Lonchocarpus guatemalensis Benth.	árbol	leña
Lonchocarpus punctatus Kunth	árbol	medi
Lonchocarpus rugosus Benth.	árbol	leña
Mimosa ervendbergii A. Gray	herbácea	nd
Mimosa pudica L.	arbusto	nd
Mucuna argyrophylla Standl.	bejuco	alim, colo
Mucuna pruriens (L.) DC.	bejuco	alim
Nissolia fruticosa Jacq.	bejuco	arte
Ormosia schippii Pierce ex Standl. & Steyerm.	árbol	arte
Pachyrhizus erosus (L.) Urb.	herbácea	alim

Apéndice. Continuación

Especie	Forma vital	Usos
Phaseolus coccineus L.	bejuco	alim
Pithecellobium macrandrium Donn. Sm.	árbol	alim
Platymiscium dimorphandrum Donn. Sm.	árbol	leña
Pterocarpus rohrii Vahl	árbol	leña
Pueraria phaseoloides (Roxb.) Benth.	herbácea	nd
Rhynchosia precatoria (Humb. & Bonpl. ex Willd.) DC.	bejuco	arte
Schizolobium parahybum (Vell.) Blake	árbol	maco
Senna aff. *cobanensis* (Britton & Rose) Irwin & Barneby	arbusto	nd
Senna fruticosa (Mill.) Irwin & Barneby	bejuco	maco
Senna peralteana (Kunth) Irwin & Barneby	bejuco	nd
Senna racemosa (Mill.) Irwin & Barneby	arbusto	nd
Senna spectabilis (DC.) Irwin & Barneby	árbol	maco, leña
Vatairea lundellii (Standl.) Killip ex Record	árbol	maco, alfa
Vigna aconitifolia (Jacq.) Maréchal	bejuco	alim
Vigna unguiculata (L.) Walp.	bejuco	medi
Zygia stevensonii (Standl.) Record	árbol	leña
FLACOURTIACEAE		
Casearia aculeata Jacq.	árbol	nd
Casearia corymbosa Kunth	árbol	leña, alfa
Casearia sylvestris Sw.	árbol	nd
Lacistema aggregatum (Berg) Rusby	árbol	maco
Pleuranthodendron lindenii (Turcz.) Sleumer	árbol	maco, alfa
GENTIANACEAE		
Voyria tenella Hook.	herbácea	medi
GESNERIACEAE		
Columnea guatemalensis Sprague	epifita	nd
Drymonia sp.	bejuco	nd
GUTTIFERAE		
Calophyllum brasiliense Camb. var. *rekoi* Standl.	árbol	maco, alfa, leña
Clusia lundellii Standl.	árbol	nd
Rheedia macrantha Standl. & Steyerm.	árbol	alim, maco, leña
HERNANDIACEAE		
Sparattanthelium amazonum Mart.	arbusto	leña

Apéndice. Continuación

Especie	Forma vital	Usos
HIPPOCASTANACEAE		
Billia hippocastanum Peyr.	árbol	medi
HIPPOCRATEACEAE		
Salacia aff. *impressifolia* (Miers) A.C. Sm.	árbol	alim
HYDROPHYLLACEAE		
Wigandia urens (Ruiz & Pav.) Kunth	arbusto	nd
ICACINACEAE		
Oecopetalum aff. *mexicanum* Greenm. & Thomps.	árbol	alfa
LAMIACEAE		
Hyptis mutabilis (L. Rich.) Briq.	arbusto	nd
Hyptis recurvata Poit.	herbácea	nd
Hyptis verticillata Jacq.	herbácea	medi
Ocimum micranthum Willd.	herbácea	nd
Salvia occidentalis Sw.	herbácea	alfa
Salvia sp.	herbácea	alim
LAURACEAE		
Licaria capitata (Cham. & Schltdl.) Kosterm.	árbol	maco
Licaria peckii (I. M. Johnst.) Kosterm.	árbol	maco, leña
Nectandra coriacea (Sw.) Griseb.	árbol	alfa, leña
Nectandra globosa (Aubl.) Mez	árbol	alfa
Ocotea cernua (Nees) Mez	árbol	maco, leña
Ocotea dendrodaphne Mez	árbol	alim
Persea americana Mill.	árbol	alim
LOGANIACEAE		
Spigelia anthelmia L.	herbácea	alfa
Strychnos brachistantha Standl.	bejuco	medi
LORANTHACEAE		
Phoradendron aff. *flavens* (Sw.) Griseb.	epifita	nd
LYTHRACEAE		
Cuphea utriculosa Koehne	herbácea	nd

Apéndice. Continuación

Especie	Forma vital	Usos
MAGNOLIACEAE		
Talauma mexicana (DC.) G. Don	árbol	medi, maco, alfa
MALPIGHIACEAE		
Bunchosia lanceolata Turcz.	arbusto	alim
Hiraea fagifolia (DC.) A. Juss.	bejuco	medi
Malpighia glabra L.	árbol	alim
Mascagnia hiraea (Gaertn.) Fawc. & Rendle	bejuco	nd
Stigmaphyllon humboldtianum (DC.) A. Juss.	bejuco	nd
Stigmaphyllon mucronatum A. Juss.	bejuco	nd
Tetrapterys discolor (G. Mey.) DC.	bejuco	maco
Tetrapterys macrocarpa I.M. Johnst.	árbol	maco
Tetrapterys schiedeana Schltdl. & Cham.	bejuco	leña
MALVACEAE		
Abelmoschus esculentus (L.) Moench	arbusto	alim
Abelmoschus moschatus Medik.	herbácea	arte
Hampea stipitata S. Watson	árbol	intr, alim
Hibiscus rosa-sinensis L.	arbusto	orna, cevi
Malvaviscus arboreus Cav.	arbusto	orna
Pavonia rosea Schltdl.	herbácea	alfa
Sida rhombifolia L.	herbácea	utdo
MELASTOMATACEAE		
Arthrostemma ciliatum Ruiz & Pav.	bejuco	orna
Clidemia octona (Bonpl.) L. O. Williams	arbusto	alim, alfa
Clidemia petiolaris (Schltdl. & Cham.) Schltdl. ex Triana	arbusto	alim
Miconia argentea (Sw.) DC.	árbol	maco, alim
Miconia impetiolaris (Sw.) D. Don	árbol	maco, leña
MELIACEAE		
Cedrela odorata L.	árbol	maco, arte
Guarea glabra Vahl	árbol	maco, arte, leña
Guarea grandifolia A. DC.	árbol	maco, leña
Guarea aff. *pallida* Sw.	arbusto	nd
Swietenia aff. *macrophylla* King	árbol	arte
Swietenia macrophylla King	árbol	maco

Apéndice. Continuación

Especie	Forma vital	Usos
Trichilia breviflora Blake & Standl.	árbol	maco
Trichilia havanensis Jacq.	árbol	leña, jabo
Trichilia moschata Sw.	arbusto	leña
Trichilia pallida Sw.	arbusto	leña
MONIMIACEAE		
Mollinedia viridiflora Tul.	árbol	alim
Siparuna andina (Tul.) A. DC.	arbusto	alfa, medi
MORACEAE		
Artocarpus altilis (Parkinson) Fosberg	árbol	alim
Brosimum alicastrum Sw.	árbol	alim, leña
Castilla elastica Cerv.	árbol	utdo
Cecropia obtusifolia Bertol.	árbol	medi, cevi
Cecropia peltata L.	árbol	medi, maco
Clarisia biflora ssp. *mexicana* (Liebm.) W. C. Burger	árbol	leña, golo
Coussapoa oligocephala Donn. Sm.	epifita	nd
Ficus cotinifolia Kunth	epifita	alfa
Ficus maxima Mill.	árbol	medi, alfa
Ficus obtusifolia Kunth	epifita	maco
Ficus yoponensis Desv.	árbol	alfa, medi
Poulsenia armata (Miq.) Standl.	árbol	alim, intr
Pseudolmedia aff. *oxyphyllaria* Donn. Sm.	árbol	maco, leña, alfa
Trophis mexicana (Liebm.) Bur.	arbusto	alim, maco
Trophis racemosa (L.) Urb.	árbol	alim, leña
MYRSINACEAE		
Ardisia compressa Kunth	arbusto	alfa
Ardisia nigrescens Oerst.	arbusto	alim
Ardisia paschalis Donn. Sm.	árbol	alim, maco
Ardisia pellucida Oerst.	arbusto	alfa
Parathesis chiapensis Fern.	arbusto	alim, alfa
MYRTACEAE		
Calyptranthes sp.	árbol	maco
Eugenia aff. *acapulcensis* Steud.	árbol	maco
Eugenia aeruginea DC.	árbol	maco
Eugenia aff. *koepperi* Standl.	árbol	maco

Apéndice. Continuación

Especie	Forma vital	Usos
Eugenia tikalana Lundell	árbol	alim, alfa
Pimenta dioica (L.) Merr.	árbol	alim, medi
Psidium guajava L.	árbol	alim, medi
NYCTAGINACEAE		
Mirabilis jalapa L.	herbácea	nd
Neea psychotrioides Donn. Sm.	árbol	medi
Pisonia aculeata L.	bejuco	intr
NYMPHAEACEAE		
Nymphaea ampla (Salisb.)DC.	herbácea	nd
OCHNACEAE		
Ouratea lucens (Kunth) Engl.	árbol	maco. leña, alfa
Ouratea nitida (Sw.) Engl.	árbol	nd
OLEACEAE		
Chionanthus oblanceolatus Rob.	árbol	maco
ONAGRACEAE		
Ludwigia octovalvis (Jacq.) Raven	herbácea	nd
OXALIDACEAE		
Oxalis corniculata L.	herbácea	alfa
PASSIFLORACEAE		
Passiflora adenopoda DC.	bejuco	alim
Passiflora foetida L.	bejuco	nd
PHYTOLACCACEAE		
Phytolacca rivinoides Kunth & Bouché	herbácea	alfa
PIPERACEAE		
Peperomia nigropunctata Miq.	epifita	medi
Piper aduncum L.	arbusto	maco
Piper aequale Vahl	arbusto	nd
Piper amalago L.	árbol	alfa

Apéndice. Continuación

Especie	Forma vital	Usos
Piper auritum Kunth	arbusto	envo
Piper hispidum Sw.	árbol	alfa
Piper psilorhachis C. DC.	arbusto	nd
Piper sanctum (Miq.) Schltdt.	arbusto	nd
Piper tuerckheimii C. DC. ex Donn. Sm.	árbol	medi
Pothomorphe peltata (L.) Miq.	arbusto	medi
PLANTAGINACEAE		
Plantago major L.	herbácea	medi
POLYGONACEAE		
Coccoloba barbadensis Jacq.	árbol	alim, alfa
Coccoloba aff. *liebmannii* Lindau	árbol	alfa
PORTULACACEAE		
Portulaca oleracea L.	herbácea	alim
RANUNCULACEAE		
Clematis dioica L.	bejuco	medi
RHAMNACEAE		
Gouania lupuloides (L.) Urb.	bejuco	maco
Gouania polygama (Jacq.) Urb.	bejuco	maco
ROSACEAE		
Photinia microcarpa Standl.	árbol	maco
Rosa chinensis Jacq.	arbusto	orna
RUBIACEAE		
Alibertia edulis (L. Rich.) A. Rich. ex DC.	arbusto	maco
Alseis yucatanensis Standl.	arbusto	nd
Blepharidium mexicanum Standl.	árbol	maco, leña
Cephaelis tomentosa (Aubl.) Vahl	arbusto	orna
Chiococca alba (L.) Hitchc.	arbusto	nd
Chiococca rubriflora Lundell	bejuco	intr
Genipa americana L.	árbol	leña, alim
Geophila repens (L.) I. M. Johnst.	herbácea	medi

Apéndice. Continuación

Especie	Forma vital	Usos
Guettarda combsii Urb.	árbol	maco, leña
Hamelia barbata Standl.	arbusto	nd
Hamelia patens Jacq.	arbusto	leña
Hamelia rovirosae Wernham	arbusto	nd
Hillia tetrandra Sw.	epifita	maco
Manettia reclinata L.	bejuco	nd
Psychotria acuminata Benth.	arbusto	nd
Psychotria costivenia Griseb.	arbusto	colo
Psychotria chiapensis Standl.	arbusto	maco
Psychotria galeottiana (Mart.) C. M. Taylor & Lorence	arbusto	alfa
Psychotria limonensis Krause	arbusto	alim
Psychotria miradorensis (Oerst.) Hemsl.	arbusto	leña
Psychotria mombachensis Standl.	arbusto	medi
Psychotria panamensis Standl.	arbusto	nd
Psychotria pubescens Sw.	arbusto	nd
Psychotria simiarum Standl.	árbol	nd
Psychotria yunckeri Standl.	árbol	maco, alfa
Randia petenensis Lundell	árbol	leña
Randia sp.	árbol	orna
Rondeletia stachyoidea Donn. Sm.	arbusto	maco
Rudgea cornifolia (Kunth) Standl.	arbusto	nd
Simira salvadorensis Standl.	árbol	medi
RUTACEAE		
Casimiroa sapota Oerst.	árbol	maco, leña
Citrus sinensis (L.) Osbeck	árbol	alim
Erythrochiton lindenii (Baill.) Hemsl.	árbol	alfa
Esenbeckia belizensis Lundell	árbol	maco, arte
Zanthoxylum kellermanii P. Wilson	árbol	maco
Zanthoxylum mayanum Standl.	árbol	maco, arte
SAPINDACEAE		
Allophylus cominia (L.) Sw.	árbol	maco, leña
Cardiospernum grandiflorum Sw.	bejuco	medi , emba
Cupania dentata DC.	árbol	leña
Cupania macrophylla A. Rich.	árbol	leña
Cupania rufescens Triana & Planch.	árbol	leña
Exothea paniculata (Juss.) Radlk.	árbol	maco, alfa
Paullinia costata Schltdl. & Cham.	bejuco	alim
Sapindus saponaria L.	árbol	alim, maco

Apéndice. Continuación

Especie	Forma vital	Usos
Serjania atrolineata Sauvages & Wright	bejuco	emba
Serjania macrocarpa Standl. & Steyerm.	bejuco	emba
Thouinidium sp.	árbol	leña
SAPOTACEAE		
Dipholis minutiflora Pittier	árbol	maco
Manilkara chicle (Pittier) Gilly	árbol	maco, alim
Manilkara zapota (L.) van Royen	árbol	alim, maco, arte
Pouteria reticulata (Engl.) Eyma	árbol	alfa, maco, leña
Pouteria sapota (Jacq.) H. E. Moore & Stearn	árbol	alim, alfa, maco, leña
Sideroxylon aff. *salicifolium* (L.) Lam.	árbol	maco, arte, leña
SCROPHULARIACEAE		
Stemodia durantifolia (L.) Sw.	herbácea	nd
SIMAROUBACEAE		
Picramnia andicola Tul.	árbol	alfa
Picramnia antidesma Sw.	árbol	alim
Picramnia aff. *brachybotryosa* Donn. Sm.	árbol	leña
SOLANACEAE		
Cestrum nocturnum L.	arbusto	leña, alfa
Lycianthes heteroclita (Sendtn.) Bitter	arbusto	alim
Physalis gracilis Miers.	herbácea	alim
Solanum americanum Mill.	herbácea	alim
Solanum cordovense Sessé & Moc.	bejuco	intr
Solanum erianthum D. Don	arbusto	medi
Solanum nudum Kunth	arbusto	nd
Solanum torvum Sw.	arbusto	medi
STERCULIACEAE		
Byttneria aculeata Jacq.	bejuco	nd
Guazuma ulmifolia Lam.	árbol	medi
Theobroma cacao L.	árbol	alim
TILIACEAE		
Belotia mexicana (DC.) K. Schum.	árbol	maco

Apéndice. Continuación

Especie	Forma vital	Usos
Corchorus siliquosus L.	arbusto	nd
Heliocarpus appendiculatus Turcz.	árbol	arte
Luehea speciosa Willd.	árbol	leña
Mortoniodendron guatemalense Standl. & Steyerm.	árbol	nd
Triumfetta semitriloba Jacq.	arbusto	nd
TURNERACEAE		
Erblichia odorata Seem.	árbol	leña
ULMACEAE		
Ampelocera hottlei Standl.	árbol	maco, leña
Aphananthe monoica (Hemsl.) Leroy	árbol	alfa, leña
Trema micrantha (L.) Blume	árbol	maco
URTICACEAE		
Boehmeria ramiflora Jacq.	arbusto	alfa
Myriocarpa heterostachya Donn. Sm.	árbol	alfa
Urera baccifera (L.) Gaudich.	arbusto	alim
VERBENACEAE		
Aegiphila monstrosa Moldenke	árbol	nd
Lantana camara L.	arbusto	alim, alfa
Lippia strigulosa Martens & Galeotti	herbácea	nd
Petrea volubilis L.	bejuco	leña
Stachytarpheta cayennensis (L. Rich.) Vahl	herbácea	nd
Vitex gaumeri Greenm.	árbol	maco, alfa
VIOLACEAE		
Orthion subsessile (Standl.) Standl. & Steyerm.	árbol	alim, alfa
Rinorea hummelii Sprague	árbol	maco
VITACEAE		
Cissus biformifolia Standl.	bejuco	medi
Vitis tiliifolia Humb. & Bonpl.	bejuco	nd
VOCHYSIACEAE		
Vochysia guatemalensis Donn. Smith	árbol	alim, maco

Apéndice. Continuación

Especie	Forma vital	Usos
LILIOPSIDA		
AGAVACEAE		
Dracaena americana Donn. Sm.	arbusto	alfa
ALISMATACEAE		
Sagittaria lancifolia L.	herbácea	nd
AMARYLLIDACEAE		
Hymenocallis littoralis (Jacq.) Salisb.	herbácea	nd
ARACEAE		
Monstera deliciosa Liebm.	epifita	arte
Philodendron tripartitum (Jacq.) Schott	epifita	maco, arte
Rhodospatha aff. *wendlandii* Schott	bejuco	alim
Spathiphyllum wallisii Regel	herbácea	nd
Syngonium podophyllum Schott	epifita	alim
Xanthosoma robustum Schott	epífita	alim
ARECACEAE		
Astrocaryum mexicanum Liebm. ex Mart.	palma	alim
Bactris mexicana Burret	arbusto	alim, maco
Chamaedorea alternans Wendl.	arbusto	alim, maco
Chamaedorea elegans Mart.	arbusto	orna, vent
Chamaedorea ernesti-augusti H. Wendl.	arbusto	alim, intr
Chamaedorea aff. *oblongata* Mart.	arbusto	vent, cere, maco, alfa
Chamaedorea oblongata Mart.	arbusto	alfa
Desmoncus sp.	bejuco	arte, alim, alfa
Geonoma oxycarpa Mart.	palma	maco, alim
Sabal mexicana Mart.	palma	maco
BROMELIACEAE		
Aechmea lueddemanniana (K. Koch) Mez	epifita	nd
Aechmea magdalenae (André) André ex Baker	epifita	fibr, alim
Androlepis skinneri Brong. ex Houllet	herbácea	jugu
CANNACEAE		
Canna indica L.	herbácea	arte

Apéndice. Continuación

Especie	Forma vital	Usos
COMMELINACEAE		
Aploleia multiflora (Martens & Galeotti) H. E. Moore	herbácea	medi
Tradescantia commelinoides Schultes & Schultes f.	herbácea	nd
Tradescantia zanonia (L.) Sw.	epifita	medi
Tripogandra grandiflora (Donn. Sm.) Woodson	bejuco	orna
COSTACEAE		
Costus guanaiensis Rusby var. *macrostrobilus* (K. Schum.) Maas	herbácea	golo
Costus pulverulentus C. Presl	herbácea	medi
Costus sp.	herbácea	medi
Renealmia mexicana Klotzsch ex Petersen	herbácea	medi
CYPERACEAE		
Cyperus ligularis L.	herbácea	nd
Scleria melaleuca Reichb. ex Schltdl. & Cham.	herbácea	alfa
DIOSCOREACEAE		
Dioscorea bartlettii C. Morton	bejuco	arte, alim
Dioscorea composita Hemsl.	bejuco	nd
Dioscorea convolvulacea Schltdl. & Cham.	bejuco	nd
LILIACEAE		
Allium cepa L.	herbácea	alim
Allium glandulosum Link & Otto	herbácea	alim
Smilax domingensis Willd.	bejuco	alim
MARANTACEAE		
Calathea macrosepala K. Schum.	herbácea	envo
Maranta arundinacea L.	herbácea	alim
MUSACEAE		
Heliconia aurantiaca Griggs	herbácea	alfa
Heliconia librata Griggs	arbusto	envo
Musa paradisiaca L.	herbácea	alim

Apéndice. Continuación

Especie	Forma vital	Usos
ORCHIDACEAE		
Bletia purpurea (Lam.) DC.	herbácea	nd
Encyclia cochleata (L.) Lemée	epifita	nd
Encyclia neurosa (Ames) Dressler & Pollard	epifita	nd
Encyclia polybulbon (Sw.) Dressler	epifita	nd
Encyclia pygmaea (Hook.) Dressler	epifita	nd
Epidendrum atroscriptum Hágsater	epifita	nd
Gongora unicolor Schltr.	epifita	nd
Habenaria distans Griseb.	herbácea	nd
Ionopsis utricularioides (Sw.) Lindl.	epifita	nd
Isochilus carnosiflorus Lindl.	epifita	cere
Notylia barkeri Lindl.	epifita	nd
Pleurothallis gelida Lindl.	epifita	nd
Psygmorchis pusilla (L.) Dodson & Dressler	epifita	nd
POACEAE		
Coix lacryma-jobi L.	herbácea	arte
Gynerium sagittatum (Aubl.) P. Beauv.	herbácea	arte, maco
Lasiacis divaricata (L.) Hitchc.	arbusto	nd
Lasiacis procerrima (Hack.) Hitchc.	herbácea	nd
Panicum hirsutum Sw.	herbácea	nd
Pennisetum purpureum Schumach.	herbácea	nd
Saccharum officinarum L.	arbusto	alim
PONTEDERIACEAE		
Pontederia sagittata C. Presl	herbácea	envo





NORMAS EDITORIALES E INSTRUCCIONES PARA LOS AUTORES

Acta Botanica Mexicana es una publicación del Instituto de Ecología, A.C. que aparece cuatro veces al año. Da a conocer trabajos originales e inéditos sobre temas botánicos y en particular los relacionados con plantas mexicanas. Todo artículo que se presente para su publicación deberá dirigirse al Comité Editorial de *Acta Botanica Mexicana*, ajustándose a las siguientes normas e instrucciones.

NORMAS

Principalmente se publicarán artículos escritos en español, aceptándose cierta proporción de trabajos redactados en inglés, francés o portugués.

Todo trabajo recibido por el Comité Editorial merecerá un inmediato acuse de recibo.

El Comité Editorial considerará, en primera instancia, la presentación y el estilo del artículo. Posteriormente será sometido a un sistema de arbitraje para su aceptación definitiva. En el referéndum participarán dos científicos especialistas en el tema, cuyas opiniones serán consideradas para la aceptación del trabajo. En caso de divergencia entre los árbitros, el artículo y las opiniones serán presentadas a un tercer revisor.

La decisión final sobre la aceptación de un trabajo corresponderá al propio Comité Editorial, tomando en cuenta las opiniones de los revisores.

El orden de publicación atenderá a las fechas de recepción y aceptación del trabajo. Cuando el trabajo sea aceptado para su publicación, el autor principal será notificado por escrito del número de revista en el que aparecerá y los costos derivados del derecho de página y compra de sobretiros.

No se aceptarán trabajos que, pudiendo integrarse como unidad, sean presentados por separado en forma de pequeñas contribuciones o notas numeradas. Asimismo, no serán aceptados trabajos preliminares o inconclusos, que sean factibles de terminar a mediano o corto plazos. Todo trabajo rechazado para su publicación no será aceptado con posterioridad.

INSTRUCCIONES

Enviar el manuscrito, incluyendo fotografías e ilustraciones, en original y dos copias, impreso a doble espacio, con letra de 12 puntos, en hojas de papel blanco tamaño carta (21.5 X 28 cm), con márgenes de 3 cm, numeradas consecutivamente desde los resúmenes hasta la literatura citada. La carátula incluirá el título en español y en inglés, el nombre completo del autor o autores, créditos institucionales, dirección postal y electrónica. Las ilustraciones (fotografías, gráficas, cuadros, esquemas, etc.), deberán presentarse separadas del texto, en un formato de proporciones 2 X 3 o 3 X 4. Asimismo se sugiere presentar láminas compuestas por varias figuras o fotografías, evitando las figuras pequeñas aisladas. Las ilustraciones deberán estar debidamente protegidas para su manipulación y envío, anotando al reverso el nombre del autor, título del artículo y número de figura. En el caso de microfotografías debe indicarse el aumento correspondiente.

Aparte de la versión escrita, es necesario enviar el archivo electrónico de la misma en procesador de texto (Word, Word Perfect, etc.). Las ilustraciones (mapas o figuras) deben ir en archivos diferentes, no pegadas o incrustadas dentro del archivo de texto, con extensión tiff, pdf, psd, eps (en caso de estar vectorizadas) con una resolución mínima de 600 dpi (puntos por pulgada). Si se incluyen gráficas en Excel, éstas deben ir también separadas del texto en el mismo formato del programa.

La contribución deberá estar redactada y escrita correctamente y sin errores. Se sugiere que el borrador del artículo se someta a la lectura de por lo menos dos personas con experiencia en la redacción de trabajos similares.

El texto debe incluir un resumen en el idioma en el que está escrito y/o en español, con una extensión proporcional a la del trabajo. Si el artículo está escrito en inglés, francés o portugués, se recomienda un amplio resumen en español.

Si se envían fotografías, éstas deberán ser preferentemente en blanco y negro, con buen contraste para su óptima reproducción. Las fotografías en color tienen un costo adicional, por lo que es recomendable que se acomoden varias en una sola página. El formato más adecuado son las diapositivas. En caso de presentar fotografías digitales, éstas deben tener una resolución mínima de 300 dpi.

Las leyendas de las ilustraciones se concentrarán todas en secuencia numérica en una (o varias) hojas por separado. La ubicación aproximada de cada figura deberá señalarse en el texto, anotando el número de figura en el margen izquierdo.

Todo trabajo de tipo taxonómico deberá ajustarse a la última edición del Código Internacional de Nomenclatura Botánica. Para cualquier duda referente a la presentación de los escritos consulte los números ya publicados de la revista o bien diríjase a la dirección abajo señalada.

COSTOS DE PUBLICACIÓN Y SOBRETIROS

El Instituto de Ecología no pretende lucrar con la publicación de *Acta Botanica Mexicana*; a través de la solicitud de una contribución institucional para el financiamiento de cada publicación, sólo trata de recuperar una parte de los gastos derivados de dicha actividad.

La cuota por concepto de derecho de página es de $20.00 para México y $ 16.00 u.s.d. para el extranjero, quedando sujeta a cambios posteriores acordes con el aumento de los costos de impresión y relativos. El monto de la contribución se indicará junto con la aceptación definitiva del trabajo, de manera que el autor disponga de tiempo para tramitar esta ayuda.

Se obsequiarán a los autores 25 sobretiros por artículo. Si se desean sobretiros adicionales éstos se cobrarán al costo de impresión de los mismos.

Al devolver a los editores las pruebas de plana corregidas, cada autor deberá incluir el importe determinado para la publicación de su trabajo y de los sobretiros extras solicitados.

Enviar correspondencia a: *Acta Botanica Mexicana*. Instituto de Ecología, A.C., Centro Regional del Bajío, Apartado postal 386, Ave. Lázaro Cárdenas 253, C.P. 61600 Pátzcuaro, Michoacán.
correo electrónico: murillom@inecolbajio.edu.mx

Acta Botanica Mexicana Núm. 77
consta de 800 ejemplares y fue impresa en la
Imprenta Tavera Hermanos, S.A. de C.V.
Av. Lázaro Cárdenas Núm. 3052
Morelia, Mich.
el mes de septiembre de 2006



Toda correspondencia referente a suscripción, adquisición de números o canje, debe dirigirse a:

Acta Botanica Mexicana

Instituto de Ecología, A. C.

Centro Regional del Bajío

Apartado postal 386

61600 Pátzcuaro, Michoacán, México

e-mail: murillom@inecolbajio.edu.mx

Suscripción anual: México $150.00 Extranjero $30.00 U.S.D.



Acta Botanica Mexicana, No. 77 (2006)

CONTENIDO